

**Titre:** Évaluation de l'impact des microparticules sur la désinfection aux ultraviolets de spores de bactéries sporulantes aérobies  
Title: ultraviolets de spores de bactéries sporulantes aérobies

**Auteur:** Éric Caron  
Author:

**Date:** 2006

**Type:** Mémoire ou thèse / Dissertation or Thesis

**Référence:** Caron, É. (2006). Évaluation de l'impact des microparticules sur la désinfection aux ultraviolets de spores de bactéries sporulantes aérobies [Master's thesis, École Polytechnique de Montréal]. PolyPublie.  
Citation: <https://publications.polymtl.ca/7869/>

 **Document en libre accès dans PolyPublie**  
Open Access document in PolyPublie

**URL de PolyPublie:** <https://publications.polymtl.ca/7869/>  
PolyPublie URL:

**Directeurs de recherche:**  
Advisors:

**Programme:** Unspecified  
Program:

UNIVERSITÉ DE MONTRÉAL

ÉVALUATION DE L'IMPACT DES MICROPARTICULES SUR  
LA DÉSINFECTION AUX ULTRAVIOLETS DE SPORES DE  
BACTÉRIES SPORULANTES AÉROBIES

ÉRIC CARON

DÉPARTEMENT DES GÉNIES CIVIL, GÉOLOGIQUE ET DES MINES  
ÉCOLE POLYTECHNIQUE DE MONTRÉAL

MÉMOIRE PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION  
DU DIPLÔME DE MAÎTRISE ÈS SCIENCES APPLIQUÉES  
(GÉNIE CIVIL)  
AOÛT 2006



Library and  
Archives Canada

Bibliothèque et  
Archives Canada

Published Heritage  
Branch

Direction du  
Patrimoine de l'édition

395 Wellington Street  
Ottawa ON K1A 0N4  
Canada

395, rue Wellington  
Ottawa ON K1A 0N4  
Canada

*Your file    Votre référence*

*ISBN: 978-0-494-19286-3*

*Our file    Notre référence*

*ISBN: 978-0-494-19286-3*

#### NOTICE:

The author has granted a non-exclusive license allowing Library and Archives Canada to reproduce, publish, archive, preserve, conserve, communicate to the public by telecommunication or on the Internet, loan, distribute and sell theses worldwide, for commercial or non-commercial purposes, in microform, paper, electronic and/or any other formats.

The author retains copyright ownership and moral rights in this thesis. Neither the thesis nor substantial extracts from it may be printed or otherwise reproduced without the author's permission.

#### AVIS:

L'auteur a accordé une licence non exclusive permettant à la Bibliothèque et Archives Canada de reproduire, publier, archiver, sauvegarder, conserver, transmettre au public par télécommunication ou par l'Internet, prêter, distribuer et vendre des thèses partout dans le monde, à des fins commerciales ou autres, sur support microforme, papier, électronique et/ou autres formats.

L'auteur conserve la propriété du droit d'auteur et des droits moraux qui protègent cette thèse. Ni la thèse ni des extraits substantiels de celle-ci ne doivent être imprimés ou autrement reproduits sans son autorisation.

---

In compliance with the Canadian Privacy Act some supporting forms may have been removed from this thesis.

Conformément à la loi canadienne sur la protection de la vie privée, quelques formulaires secondaires ont été enlevés de cette thèse.

While these forms may be included in the document page count, their removal does not represent any loss of content from the thesis.

Bien que ces formulaires aient inclus dans la pagination, il n'y aura aucun contenu manquant.

  
**Canada**

UNIVERSITÉ DE MONTRÉAL

ÉCOLE POLYTECHNIQUE DE MONTRÉAL

Ce mémoire intitulé :

ÉVALUATION DE L'IMPACT DES MICROPARTICULES SUR  
LA DÉSINFECTION AUX ULTRAVIOLETS DE SPORES DE  
BACTÉRIES SPORULANTES AÉROBIES

Présenté par : CARON Éric

En vue de l'obtention du diplôme de : Maîtrise ès sciences appliquées

A été dûment accepté par le jury d'examen constitué de :

M. DESJARDINS Raymond, M.Ing. président

Mme PRÉVOST Michèle, Ph.D, membre et directrice de recherche

M. ELLIS Donald, M.Sc.A, membre



## REMERCIEMENTS

Bien qu'un mémoire soit l'aboutissement d'un lourd labeur individuel, l'achèvement de ce travail a été rendu possible grâce à la collaboration de plusieurs acteurs ayant contribué à de multiples niveaux.

Je tiens d'abord à remercier ma directrice de recherche, Michèle Prévost, titulaire de la Chaire en Eau Potable, pour m'avoir donné l'opportunité de réaliser cette maîtrise. Son énergie positive a alimenté ma motivation pour ce projet, et malgré ses multiples projets et occupations, elle n'a jamais perdu de vue les objectifs et les subtilités de nos travaux. Je suis également très reconnaissant envers Benoit Barbeau, professeur associé à la Chaire en Eau Potable qui a offert une contribution majeure à la rédaction de ce document. Sa disponibilité, son érudition et sa compétence en analyses statistiques m'ont été d'un grand service. Aussi, le professeur Pierre Payment, de l'Institut Armand-Frappier, qui a participé à de nombreuses réunions, a contribué à l'orientation de ce projet, et qui, de plus, a fourni le montage UV, l'appareil au cœur de la phase expérimentale de cette recherche.

Je dois également remercier la Chaire en Eau Potable ainsi que tous ses partenaires sans qui la réalisation de ce projet n'aurait pas pu voir le jour. Ces derniers sont : Ville de Montréal, Ville de Laval, John Meunier Inc., le Conseil de Recherche en Sciences Naturelles et en Génie (CRSNG) et l'École Polytechnique de Montréal. Une bonne part des travaux expérimentaux ont été supportés par l'équipe technique de la Chaire en Eau Potable, constituée de Jacynthe Mailly, Julie Philibert et Yves Fontaine. La contribution de M. Bernard Clément, du département de mathématiques de Polytechnique, ne pourrait être passée sous silence, son aide au niveau de l'analyse statistique des données a beaucoup servi.

Sans oublier Gabriel Chevretils, mon partenaire de recherche avec qui j'ai partagé tout le travail expérimental relié à ce projet. La complicité que nous avons développée tout au long de ce projet dépasse les limites professionnelles d'un simple collègue de travail. Merci également à tous les étudiants de la Chaire en Eau Potable qui ensemble créent un climat de travail stimulant intellectuellement, mais qui est aussi socialement très agréable grâce à l'esprit de fraternité qui règne au sein de cette équipe de recherche. Finalement, merci à ma copine Marie-Élaine qui fut la première à m'encourager de retourner l'école pour entreprendre cette maîtrise, et qui m'a supporté moralement ainsi que financièrement au cours des deux dernières années, et également à mes parents qui m'ont toujours supporté tout au long de mon parcours académique.

## RÉSUMÉ

Au cours de la dernière décennie, l'utilisation de rayons ultraviolets a gagné beaucoup de reconnaissance en tant que procédé efficace de désinfection de l'eau potable. Cette renaissance des UV en eau potable est principalement dû à la découverte de leur efficacité pour l'inactivation de *Cryptosporidium* et *Giardia*, deux protozoaires pathogènes, mais aussi puisque ce type traitement génère très peu de sous produits de désinfection. Plusieurs études ont démontré que la matière dissoute et particulaire contenue dans une eau peut avoir un impact négatif sur les performances de désinfection d'un système. Ceci est largement reconnu dans le domaine des eaux usées. Pour l'eau potable toutefois, cet impact a été le sujet de quelques études mais certaines questions subsistent. Notamment, la relation entre les particules naturellement présentes en eau de surface et les organismes indigènes est mal caractérisée pour ce qui est de l'effet que cette relation peut avoir sur les performances de désinfection aux ultraviolets.

Afin d'évaluer l'impact des particules sur l'efficacité de désinfection, un protocole d'irradiation aux UV a été développé pour tenter de mettre en lumière la portée de cet impact. L'eau fut dispersée par une méthode physico-chimique et parallèlement filtrée sur 8 µm afin de produire deux fractions caractérisées par une distribution de taille de particules propre à chacune, et toutes deux distinctes de la fraction brute. En soumettant ces trois fractions distinctes à une étape de désinfection, il devenait ainsi possible d'évaluer l'effet des particules sur la désinfection résultante. Ces essais ont été effectués sur trois types d'eaux de qualités différentes ; l'eau du fleuve St-Laurent, de la rivière Des Mille-Îles et des eaux usées de la communauté urbaine de Montréal (CUM). Les organismes servant de références pour les tests de dispersion et les essais de désinfection UV étaient des spores de bactéries sporulantes aérobies (BSA) indigènes.

Il était d'abord nécessaire d'élaborer un protocole de dispersion adapté à des eaux naturelles ainsi qu'à nos organismes de références. Le mélange de Camper fut utilisé comme point de départ (Camper et al. 1985). Quelques variations de ce protocole ont été testées. Finalement, l'approche de dispersion retenue a été l'ajout de 100 mg/L de zwittergent 3-12 suivi d'un malaxage à 8000 rpm pour une durée de 4 minutes. La méthode optimale de dispersion a été déterminée en effectuant des tests sur l'eau de la rivière Des Mille-Îles. Les comptes résultants de cette dispersion étaient significativement supérieurs à ceux de l'eau non dispersée. Le ratio d'augmentation des comptes était de 1,4. Une analyse de khi carré a déterminé que les procédés de dispersion et de filtration résultaient en des profils de distribution des particules significativement différents de celui de la fraction brute. La différence entre ces fractions suivait toujours la même hiérarchie. C'est-à-dire qu'on retrouvait toujours une plus grande concentration de particules dont le diamètre était supérieur à 5  $\mu\text{m}$  dans la fraction brute que dans la fraction dispersée, et une plus grande concentration de ces mêmes particules dans la fraction dispersée que dans celle qui était filtrée.

Les essais de désinfection aux rayons UV ont été effectués à l'aide d'un montage de faisceaux collimatés munit de deux lampes UV à basse pression émettant un rayonnement à 254 nm. La procédure d'irradiation était légèrement différente pour chacune des fractions. La fraction filtrée et non-dispersée se faisait irradier avant d'être malaxée alors que la fraction dite dispersée se faisait malaxer avant de subir l'irradiation. Les valeurs des constantes de cinétiques d'inactivations ( $k$ ) résultantes suivaient l'ordre inverse de celle observée pour les profils de distribution particulière, c'est-à-dire que  $k_{\text{Filtrée}} > k_{\text{Dispersée}} > k_{\text{Non dispersée}}$ . Ces valeurs étaient significativement différentes pour l'eau de la rivière Des Mille-Îles (non dispersée=0,018 log.cm<sup>2</sup>/mJ ; dispersée= 0,025 log.cm<sup>2</sup>/mJ ; filtrée= 0,033 log.cm<sup>2</sup>/mJ). Pour l'eau du fleuve St-Laurent, bien que le même ordre des valeurs était respecté, les valeurs n'étaient pas significativement différentes. Dans le même ordre d'idée, une corrélation positive

( $R^2=0,63$ ) a pu être observée entre la concentration de particules de plus de 8  $\mu\text{m}$  et la fluence (dose) requise pour obtenir 2 log d'inactivation de spores de BSA. Cette corrélation n'a pas pu être dégagée des résultats obtenus avec l'eau du fleuve St-Laurent à cause de la faible concentration de spores contenue dans l'eau. Grâce à cette étude, on peut donc conclure que les particules naturellement présentes dans l'eau peuvent dans une certaine mesure avoir un impact négatif sur les performances de désinfection aux rayons UV. Toutefois cet impact se limite davantage au niveau des eaux de surface de basse qualité telle que l'eau de la rivière Des Mille-Îles.

## ABSTRACT

During this last decade, UV disinfection has gained considerable recognition as an effective alternative to chemical disinfection. This is mainly the result of a milestone research that demonstrated the effectiveness of UVs in inactivating *Giardia* and *Cryptosporidium* protozoan pathogens, both of which are very resistant to conventional chemical disinfection processes. Also, UVs represent an interesting alternative since they generate very few, if any, disinfection by-products. Past research has clearly demonstrated the negative impact that dissolved and suspended matter can have on UV disinfection performances. Extensive work has been done with wastewaters to elucidate the impact of particles. Still, in the field of drinking water, relationship between natural particulate matter and indigenous organisms and its impact on UV disinfection still needs to be addressed.

In order to evaluate the impact of particulate matter on disinfection efficiency, a UV exposure protocol was elaborated to try to bring some light to this phenomenon. Sampled water was dispersed by physico-chemical method and filtered on 8 µm membrane to produce 2 fractions with distinct particle size distributions (PSD), both being also different from the raw fractions. Submitting these three fractions to UV radiation allowed us to observe different inactivation kinetics. These assays were done with water sampled from three sources: St. Lawrence River, Des Mille-Îles River and Montreal urban community (MUC) wastewater. Reference organisms that were used were spores of aerobic spore forming bacteria (SASFB).

The dispersion protocol had to be optimized before going forward with UV assays. The Camper protocol was used as a starting point, this protocol was first developed to extract bacteria from granular carbon. A few variations of this Camper solution were tested. Ultimately, addition of zwittergent 3-12 (100 mg/L) and blending for 4

minutes at a speed of 8,000 rpm was chosen as the best dispersion procedure. These tests were performed only with water from Des Mille-Îles River because of its high levels of indigenous spores. Resulting counts with this method were significantly higher than with raw samples, yielding a release ratio of 1.4. Through khi square analysis, the PSDs of filtered and dispersed fractions were found to be significantly different from raw/non-dispersed water, and from each other. Results for the PSD always kept the same order in such a way that raw fraction had more particles above 5  $\mu\text{m}$  than the two other fractions, and dispersed fraction had more particles over 5  $\mu\text{m}$  than the filtered fraction did ( $\text{PSD}_{\text{non-dispersed}} > \text{PSD}_{\text{Dispersed}} > \text{PSD}_{\text{Filtered}}$ ).

Disinfection assays were carried out using a collimated beam setup mounted with low-pressure UV lamps emitting at 254 nm. The non-dispersed and filtered fractions were irradiated before being blended whereas the dispersed fraction was blended prior to irradiation. Values of inactivation kinetics ( $k$ ) followed opposite order than that observed for PSD ( $k_{\text{non-dispersed}} < k_{\text{Dispersed}} < k_{\text{Filtered}}$ ). Kinetic values were significantly different for Des Mille-Îles River water (Non-dispersed= 0.018  $\log.\text{cm}^2/\text{mJ}$  ; dispersed= 0.025  $\log.\text{cm}^2/\text{mJ}$  ; filtered= 0,033  $\log.\text{cm}^2/\text{mJ}$ ). Resulting kinetic with water from St.Lawrence River were not found to be statistically significant, although  $k$  values followed the same order than that observed with Des Mille-Îles water. In addition, a positive correlation could be observed between the concentration of particles with a diameter higher than 8  $\mu\text{m}$  and the required fluence for 2 log inactivation of ASFB spores. This correlation could not be observed for the inactivation of spores in St.Lawrence water because of low spore concentration. Finally, this study allows us to suppose that naturally occurring particles in surface waters may negatively impact UV disinfection performances, although this phenomenon seems to be limited to water with high levels of particulate matter and microbial load, such as water from Des Mille-Îles river.

## TABLE DES MATIÈRES

<b>REMERCIEMENTS .....</b>	<b>IV</b>
<b>RÉSUMÉ.....</b>	<b>VI</b>
<b>ABSTRACT.....</b>	<b>IX</b>
<b>TABLE DES MATIÈRES .....</b>	<b>XI</b>
<b>LISTE DES FIGURES.....</b>	<b>XIV</b>
<b>LISTE DES TABLEAUX.....</b>	<b>XVI</b>
<b>LISTE DES ANNEXES .....</b>	<b>XVII</b>
<b>CHAPITRE 1: INTRODUCTION.....</b>	<b>1</b>
<b>CHAPITRE 2 : REVUE DE LITTÉRATURE .....</b>	<b>5</b>
2.1. La technologie UV au service de la désinfection .....	5
2.1.1 Fondements biologiques de la désinfection aux UV .....	5
2.1.2 Fondements physiques des lampes UV .....	6
2.1.3 Avantages et inconvénients des UV .....	7
2.2 Expériences à l'échelle du laboratoire .....	10
2.2.1 Faisceau collimaté et calcul de la dose .....	10
2.2.2 Biodosimétrie .....	12
2.2.3 Organismes indicateurs.....	13
2.3 Impact de la matière particulaire sur la désinfection UV .....	15



2.3.1 Effet de la turbidité .....	15
2.3.1.2 Effet de la turbidité sur la dose d'UV .....	16
2.3.2 Effet des particules.....	17
2.3.2.1 Effets sur l'inactivation observée .....	18
2.3.2.2 Mécanismes de protection .....	19
2.4 Association particules-microbes.....	21
2.4.1 Causes chimiques de l'agrégation .....	21
2.4.2 Fréquence et importance de cette association .....	22
2.4.3 Limites des expériences qui tentent de mesurer l'impact de cette association.....	24
2.5. Dispersion des particules .....	26
 <b>CHAPITRE 3: IMPACT OF MICROPARTICLES ON UV DISINFECTION             OF INDIGENOUS AEROBIC SPORES .....</b>	 <b>29</b>
3.1 Abstract.....	30
3.2 Introduction .....	31
3.3 Material and Methods.....	35
3.3.1 Water samples and experimental approach.....	35
3.3.2 Dispersion of particulate matter .....	35
3.3.3 Sample Filtration .....	36
3.3.4 Particle size distribution analysis.....	36
3.3.5 Fluence measurements and UV treatment.....	37
3.3.6 Enumeration of spores .....	37
3.3.7 Data analysis .....	37
3.4 Results and discussion .....	39
3.4.1 Optimization of dispersion .....	39

3.4.2 Particle breakdown.....	40
3.4.3 Effect of blending.....	41
3.4.4 Impact of particles on UV inactivation.....	42
3.5 Conclusions .....	44
3.6 Acknowledgements .....	45
3.7 Figures .....	47
3.8 References .....	54
<b>CHAPITRE 4: DISCUSSION GÉNÉRALE .....</b>	<b>59</b>
4.1 Dispersion des particules ou d'agrégats .....	59
4.2 Complément d'information sur les essais de désinfection aux UV .....	61
4.3 Approches de modélisation .....	67
4.4 Implications des travaux de recherche.....	69
<b>CHAPITRE 5 : CONCLUSION .....</b>	<b>73</b>
<b>RÉFÉRENCES.....</b>	<b>75</b>
<b>ANNEXES....</b>	<b>87</b>

## LISTE DES FIGURES

Figure 2. 1: Formation d'un dimère de pyrimidine suite à une exposition à des UV-3 .....	6
Figure 2. 2: Profil du spectre d'émission pour une lampe à basse pression (a), pour une lampe à moyenne pression (b) .....	7
Figure 2. 3: Mécanismes de protection des microorganismes par des particules .....	19
Figure 3.1: Release ratio of spores of aerobic spore-forming bacteria for different dispersion treatments: (1) water plus Camper mix not blended, (2) water plus Camper mix blended, (3) water plus Camper's mix blended with 10 mg/L of Zwittergent 3-12, (4) water blended with 10 mg/L of Zwittergent 3-12 and (5) water blended with 100 mg/L of Zwittergent 3-12. Results are aggregated from four sampling campaigns.....	47
Figure 3.2: Release ratio of spores of aerobic spore-forming bacteria for different blending treatments. Four speeds were tested: 8000 rpm, 15 400 rpm, 18 400 rpm and 21 000 rpm for 2, 3, 4 and 5 minutes. Results represent four replicate sampling campaigns.....	48
Figure 3.3: Distribution of particle size in: (1) untreated raw water, (2) blended water at a speed of 8 000 rpm with 100 mg/L of zwittergent 3-12, and (3) filtered on 8 µm. Graph a) shows averaged data for 5 sampling dates of Des Mille Îles River; graph b) shows averaged data for 5 sampling dates of St-Laurence River. ....	49
Figure 3.4: Number of particles measured by DPA in: (1) untreated raw water, (2) blended water at a speed of 8 000 rpm with 100 mg/L of	

Zwittergent 3-12, and (3) filtered on 8 $\mu\text{m}$ . MI - Mille Îles water, SL – St. Lawrence water. Data represents average values from five sampling dates. ....	50
Figure 3.5: Effect of dispersion protocol on (i) ASFB spore survival and (ii) their sensitivity to UV light (254 nm) at a dose of 20 $\text{mJ}/\text{cm}^2$ . Error bars represent standard deviation. ....	51
Figure 3.6: ASFB spores inactivation curves for water from (a) the Mille-Îles River and (b) the St. Lawrence River. Data from 5 sampling dates were aggregated by treatment. ....	52
Figure 3.7: Linear regression between the log value of the concentration of particles over 8 $\mu\text{m}$ in diameter, and the required fluence ( $\text{mJ}/\text{cm}^2$ ) to achieve 2 log of inactivation of ASFB spores in the Mille-Îles River water. Dotted lines are 95% confidence intervals. ....	53
Figure 4. 1 : Droite d'inactivation pour les différentes fractions d'eaux usées de la Communauté Urbaine de Montréal (N=2). ....	62
Figure 4. 2 : Inactivation des fractions d'eaux usées alimentant l'usine de la CUM (5 –haut et 12 décembre –bas 2005). ....	63
Figure 4. 3: Courbes d'inactivation moyenne pour les eaux brutes à l'étude : soit l'eau du fleuve St-Laurent (N=5), l'eau de la rivière Des Mille-Îles (N=5) et l'eau usée de la communauté urbaine de Montréal (N=2). ....	65
Figure 4. 4: Cinétiques d'inactivation de spores provenant de différentes sources ; deux sont des souches pures ATCC 6633 et trois des courbes représentent des souches environnementales non purifiées. ....	67
Figure 4. 5: Abattement de particules par des filtres monocouche dans les pilotes de l'usine Charles DesBaillets avec et sans coagulation . ....	71

**LISTE DES TABLEAUX**

Tableau 2. 1: CT d'inactivation nécessaire pour l'enlèvement d'un log de <i>Giardia</i> , de <i>Cryptosporidium</i> et de virus pour 4 désinfectants chimiques, soit l'ozone, le bioxyde de chlore, le chlore libre et les monochloramines.....	9
Tableau 4. 1: Propriétés physico-chimiques des eaux qui ont été utilisées pour effectuer les essais d'inactivation. ....	64

## LISTE DES ANNEXES

ANNEXE A: Tableau produit pour Trojan UV Inc. ....	87
ANNEXE B: Exemple de calculs de fluence.....	95
ANNEXE C: Calcul du facteur de Pétri .....	96
ANNEXE D: Profil de distribution particulière individuel pour tous les échantillons prélevés pour effectuer des essais UV .....	97
ANNEXE E: Validation du montage UV de l'IAF.....	102
ANNEXE F: Blending and Filtration Effects on UV Kinetics of Indigenous Spores .....	104
ANNEXE G: Résultats brutes des essais UV .....	130
ANNEXE H: Graphiques des courbes d'inactivation pour chaque journée d'échantillonnage .....	138

## CHAPITRE 1: Introduction

Depuis quelques années, le rayonnement ultraviolet (UV) est présenté comme une alternative de désinfection qui gagne de plus en plus d'intérêt auprès des acteurs responsables de la production d'eau potable. Utilisé depuis plusieurs années en désinfection tertiaire d'eaux usées dans plusieurs municipalités québécoises, le traitement aux ultraviolets se veut intéressant en eau potable grâce à sa grande efficacité d'inactivation des formes résistantes de protozoaires tels que *Giardia* et *Cryptosporidium*. Ces deux organismes présents en eaux de surface sont généralement reconnus pour être les plus résistants aux traitements conventionnels de désinfection chimique telle que la chloration et l'ozonation. L'épidémie de cryptosporidiose à Milwaukee en 1993 a sonnée l'alarme et a mis en lumière l'inefficacité des méthodes chimiques pour inactiver ce pathogène (*Cryptosporidium*) posant un risque sérieux pour la santé publique. Plus de cent personnes y ont perdu la vie et plusieurs dizaines de milliers de personnes ont présenté des symptômes de la maladie. Quelques années plus tard, en 1998, Dr. Jennifer Clancy publiait un article déterminant démontrant l'efficacité des UV pour inactiver les oocystes de *Cryptosporidium* (Clancy et al. 1998). L'aspect innovateur de ces travaux réside dans la définition du critère d'inactivation ainsi que dans la mesure de cette inactivation. En fait de petites doses d'UV suffisent à éliminer la capacité d'infection des oocystes de *Cryptosporidium* telle que mesurée par des modèles animaux, alors qu'ils peuvent conserver une certaine viabilité mais perdent leur capacité de se reproduire. L'efficacité des UV a également été démontrée pour l'inactivation de bactéries et de virus. Enfin, contrairement aux traitements chimiques plus conventionnels qui peuvent produire plusieurs sous-produits de désinfection, dont certains toxiques, les UV en génèrent très peu (Ijpelaar et al. 2005). Dans le cadre des travaux de recherche décrits dans ce mémoire, une revue de synthèse des données d'inactivation des différents types de micro-organismes a été complétée et elle est présentée à l'Annexe A (Chevrefils et al. 2006b).

Bien que la technologie UV soit utilisée depuis plusieurs années comme traitement tertiaire des eaux usées, et plus récemment en eau potable, l'impact des particules sur l'efficacité de désinfection demeure encore mal compris. Plusieurs études effectuées avec des eaux usées ont démontré que des particules d'un diamètre supérieur à 7-10  $\mu\text{m}$  peuvent protéger à des bactéries par principe d'ombrage (Qualls et al. 1983). Sous cette taille, les particules sont trop petites pour pouvoir efficacement abriter un microorganisme tel qu'une bactérie ou un protozoaire. Il en est différent pour les virus qui sont dix à cent fois plus petits.

En eau potable, certains travaux avec des UV ont également été effectués, toutefois les expériences sont généralement complétées avec des organismes de souches pures et/ou avec une eau dont la composante particulaire a été générée artificiellement (Craik et al. 2005; Passantino et al. 2004; Mamane et al. 2006a; Templeton et al. 2005; Amoah et al. 2005). L'utilisation d'organismes de souches pures dopés dans un milieu limite la portée des conclusions qui peuvent être tirées pour des eaux naturelles, puisque l'interaction entre les microorganismes et la matière particulaire est très différente de celle retrouvée en milieu naturel. L'association microorganisme/particule en milieu naturel diffère fort probablement de celle dans des particules produites par l'addition de turbidité artificielle sous forme d'argile ou d'algues (Passantino et al. 2004 ; Mamane et al. 2006a) ou lorsqu'un coagulant est ajouté afin de provoquer une agrégation autour d'un noyau de précipité de sel métallique (Templeton et al. 2005; Craik et al. 2005). Peu d'études ont donc étudié l'impact de la matière particulaire naturelle sur les performances de désinfection d'organismes indigènes par rayonnement UV. Les conclusions de telles études pourraient servir aux filières de traitement d'eau potable qui n'effectuent pas de filtration avant de traiter aux UV, ou même pour celles qui filtrent sans ajouter de coagulant. Même si les filières de traitement qui ne filtrent pas leur eau doivent répondre à des critères spécifiques de qualité d'eau à la source, certains événements de turbidité transitoire peuvent se produire de façon sporadique, par exemple lors de pluies abondantes ou d'un renversement. Il est donc important de comprendre comment la matière particulaire naturelle affecte les performances de



désinfection aux UV. Cela permet de savoir si une compensation ou un facteur de sécurité supplémentaire sont nécessaires afin d'atteindre les objectifs de désinfection lors de ces événements.

Dans le cadre de cette étude, des spores de bactéries sporulantes aérobies (BSA) ont été sélectionnés comme indicateur de dispersion et de désinfection. Ce choix se justifie par leur relative abondance en milieu naturel, leur grande résistance aux rayons ultraviolets (Sommer et al. 1999; Mamane-Gravetz et al. 2005a) et la facilité avec laquelle ils peuvent être mesurés.

Deux objectifs principaux ont été établis, d'abord développer un protocole de dispersion et d'enlèvement des particules et d'agrégats de spores dans des sources d'eaux de surface. En brisant ces particules et agrégats, les microorganismes qui se trouvent à l'intérieur des particules sont remis en suspension et deviennent ainsi détectables et perdent ainsi leur protection contre l'inactivation par irradiation. Le deuxième objectif, complémentaire au premier, est de vérifier l'impact de la diminution des particules et des agrégats sur les performances de désinfection par les ultraviolets à 254 nm. L'hypothèse de travail stipule que la dispersion effectuée aura pour effet de réduire la taille des particules en suspension dans les échantillons. Par conséquent, ce fractionnement des particules devrait se traduire par une augmentation de la cinétique de désinfection, par rapport à celle d'un échantillon d'eau n'ayant pas subi de dispersion avant d'être irradié. Les échantillons d'eau filtrés sur une membrane de 8  $\mu\text{m}$  de porosité servent de référence pour les échantillons à contenu réduit de particules masquantes.

Après une introduction, une revue de la littérature est présentée au Chapitre 2. Elle couvre les mécanismes d'inactivation UV, l'utilisation des spores de BSA comme indicateur de désinfection, les processus d'association et de protection par les particules et les techniques de dispersion. Elle est complétée par un article de synthèse publié en 2006 qui est présenté à l'Annexe A qui présente les conditions et résultats

d'inactivation lors d'essais avec des faisceaux collimatés pour différents types de micro-organismes. Le Chapitre 3 présente un article soumis à la revue *Water Research* et intitulé 'Impact of Microparticles on UV Disinfection of Indigenous Aerobic Spores'. Des résultats complémentaires et une discussion sont placés au Chapitre 4. Une courte conclusion clôt le mémoire au Chapitre 5. De plus, la modélisation des impacts de deux prétraitements (la dispersion et de la filtration) sur la cinétique de désinfection UV en eau naturelle sont l'objet d'un article rédigé en anglais soumis au J.A.W.W.A. en juillet 2006 dont le candidat est deuxième auteur (Annexe F).

L'intérêt de cette investigation réside dans la définition des balises de l'application de la désinfection aux UV à 254 nm à des eaux non-filtrées ou à des eaux filtrées dont la turbidité excède 0,3 UTN. Lorsque la désinfection aux UV est appliquée à la suite d'une filtration assistée chimiquement exploitée pour atteindre des turbidités de moins de 0,3 UTN, la concentration des particules de taille suffisante pour éventuellement protéger des micro-organismes est réduite à tel point que cette interférence n'est plus significative. L'application des UV à des eaux filtrées sans assistance chimique ou à des eaux non-filtrées pose la question de l'importance de l'impact des particules dans une gamme de valeurs typiquement rencontrées dans de tels cas. Quoique le nombre de particules ne soit pas un critère de qualification de la qualité des eaux brutes, la plupart des sources d'eau pouvant considérer un tel traitement simplifié sont de très bonne à excellente qualité en termes de teneurs en coliformes fécaux et turbidité (1-10 UTN). C'est pourquoi les travaux de ce mémoire ont été effectués en utilisant trois eaux ayant des niveaux de contamination croissants tel que définis par ces critères de manière à mettre en évidence l'influence des particules sur la désinfection aux UV.

## CHAPITRE 2 : Revue de littérature

### 2.1 La technologie UV au service de la désinfection

#### 2.1.1 Fondements biologiques de la désinfection aux UV

Les mécanismes d'inactivation par rayonnement UV comprennent l'absorption de la lumière UV qui se traduit par la formation de dimères de pyrimidine (voir figure 2.1) ont des agencements de bases azotés de cytosine et de thymidine au niveau de l'ADN, ou d'uracile et de cytosine au niveau de l'ARN. La dimérisation est donc la création d'un lien entre les bases de thymidine suite à l'adsorption d'énergie d'une section du spectre de rayonnement, soit à la longueur d'onde 253.7 nm pour laquelle l'absorption par l'ADN, est maximale (Bolton et al. 2003). La dimérisation perturbe la structure de la double hélice d'ADN à cause de l'insertion d'un anneau de cyclo-butane entre les deux bases (Griffiths et al. 2002). Ceci mène ultimement à l'inhibition de la réplication de l'ADN, ce qui empêche la reproduction de l'organisme, une fonction essentielle pour que ce dernier soit infectieux. Les cellules procaryotes ainsi qu'eucaryotes détiennent toutes des outils moléculaires qui leur permettent de réparer des segments d'ADN qui ont été endommagés par divers événements. Par exemple le système SOS, est un type de réparation qui a été bien étudié au niveau d' *E. coli* pour son implication au niveau de la réparation des photo-dimères. La littérature fait référence à cette fonction par le terme « dark repair », qui met en jeu une douzaine de protéines qui sont coordonnées pour effectuer l'excision des bases erronées. La photoréactivation est un autre mécanisme de réparation de dimère. Ce dernier met en jeu une protéine, la photolyase, qui peut réparer les dimères suite à une activation par la lumière UV (Zimmer et al. 2002). Les virus n'ont généralement pas de mécanisme de réparation génétique, ils utilisent plutôt ceux des cellules hôte qu'ils infectent. Bien que des mécanismes moléculaires dans les cellules puissent réparer certaines lésions génétiques, lorsque ces dernières sont trop abondantes, la cellule devient non viable (Griffiths et al. 2002).

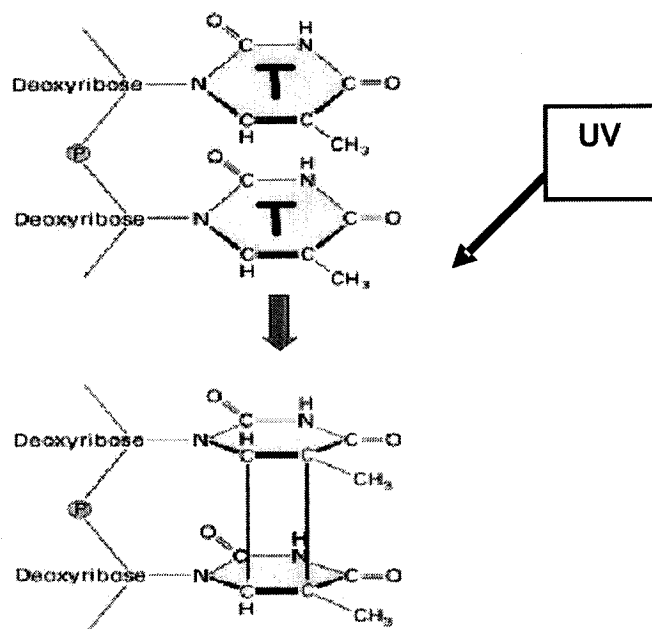


Figure 2. 1: Formation d'un dimère de pyrimidine suite à une exposition à des UV-3

### 2.1.2 Fondements physiques des lampes UV

La plupart des études de désinfection utilisent des lampes au mercure à basse pression. Par « basse pression », on fait référence à la pression du gaz de mercure à l'intérieur du tube fluorescent. Ces lampes émettent de la lumière quasi-monochromatique à la longueur d'onde de 253,7 nm, région du spectre ultraviolet où l'efficacité germicide est à son maximum pour *E. coli* et *Cryptosporidium* (Linden et al. 2001). La dose émise par une telle lampe peut donc être évaluée en utilisant un radiomètre spécifique à cette longueur d'onde. Le calcul de la dose ainsi que les différents paramètres considérés pour ce calcul seront abordés plus loin. Plus récemment, certains chercheurs se sont penchés sur les lampes à pression moyenne. Ces dernières produisent une radiation plus puissante par unité de longueur, dont le spectre est polychromatique, allant de 185 nm jusque dans la zone infrarouge à 1367nm (voir figure 2.2), ce qui inclut la zone germicide située entre 200 et 300 nm (Zimmer et al. 2003). Ainsi, la radiation peut causer des lésions à d'autres structures, en plus de causer des dommages à l'ADN. La

radiation dans le spectre des UV-A peut affecter la membrane et ses fonctions, et les enzymes responsables de la réparation de l'ADN peuvent être endommagés par les UV-C sous 230 nm (Zimmer et al. 2003). Ces lampes à pression moyenne sont toutefois beaucoup plus énergivores. Ainsi, leur utilisation peut augmenter significativement les coûts d'opération d'une station de traitement d'eau.

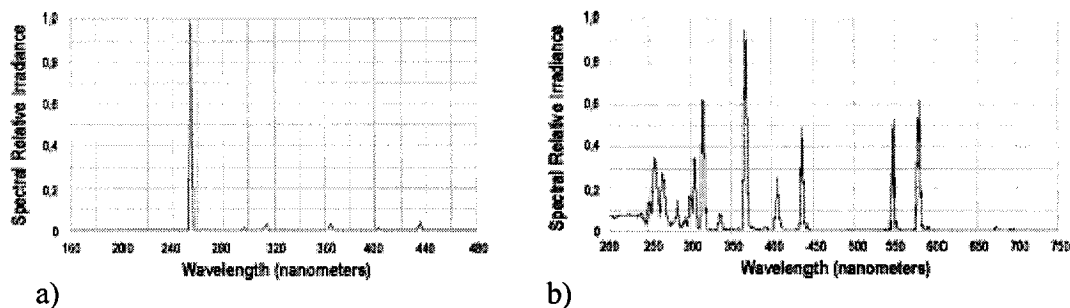


Figure 2. 2: Profil du spectre d'émission pour une lampe à basse pression (a), pour une lampe à moyenne pression (b)

\* Tiré de Spectral Innovations Inc. ([www.spectralinnovations.com](http://www.spectralinnovations.com))

### 2.1.3 Avantages et inconvénients des UV

La présence d'organismes résistants à la désinfection comme *Giardia* et *Cryptosporidium* est la cause de nombreuses épidémies dans les pays industrialisés (Leclerc et al. 2002). Ces deux organismes parasites proviennent des fèces d'animaux ou d'humains infectés. Ils sont retrouvés dans les eaux de surface principalement suite à la décharge d'eaux usées, traitées ou non, dans les cours d'eaux, ou suite au lessivage des terres agricoles où à l'épandage de lisier ou fumier est effectué (Medema et al. 1998). Dans l'environnement, *Giardia* se retrouve sous la forme de kystes et *Cryptosporidium* se retrouve sous forme d'oocystes. Les deux formes diffèrent par leur forme et leur taille. Les kystes sont de forme ovale avec un diamètre d'environ 10-14  $\mu\text{m}$  dans le sens de la longueur, alors que les oocysts de *Cryptosporidium* sont sphériques avec un diamètre d'environ 4 à 6  $\mu\text{m}$ . *Cryptosporidium parvum* est un protozoaire pathogène pour l'humain à forte

occurrence dans les eaux de surface. La forme résistante de cet organisme, l'oocyste, est responsable de plusieurs épidémies en Amérique, dont la plus importante est celle de Milwaukee, au États-Unis, en 1993 qui a tué plus de 100 personnes et qui a rendu malades plus de 100 000 résidents. Au Canada, on note plusieurs éclosions dont l'épidémie de North Battleford en Saskatchewan, qui, à plus petite échelle, a vu près de 2000 résidents de la région contracter la cryptosporidiose. Heureusement, aucun décès ne fut directement associé à l'épidémie (Stirling et al. 2001). Il n'existe pas de traitement pour traiter la cryptosporidiose. Une étude effectuée sur l'occurrence de *Cryptosporidium parvum* dans 66 eaux de surface servant à l'alimentation d'usines de traitement dans l'est des États-Unis ainsi qu'en Alberta, a révélé que 87% des échantillons étaient positifs pour *Cryptosporidium* (LeChevallier et al. 1991). Les oocystes de *Cryptosporidium* sont très résistants au chlore libre, et assez résistants à l'ozone et au bioxyde de chlore. Cet organisme est donc d'un intérêt majeur au niveau de la santé publique et de la définition des filières de traitement. *Giardia lamblia* est un autre protozoaire d'intérêt au niveau de la définition des filières de traitement d'eau potable. La forme kystique est assez résistante au chlore, au bioxyde de chlore et à l'ozone. Il est toutefois moins résistant aux désinfectants chimiques ainsi que moins virulent pour l'humain que *Cryptosporidium*.

L'irradiation aux UV est une approche de désinfection très efficace pour inactiver les oocystes *Cryptosporidium* et les kystes de *Giardia*, les doses nécessaires étant relativement faible comparée aux doses de CT (Concentration x Temps) nécessaires avec les désinfectants chimiques plus conventionnels tels que le bioxyde de chlore et l'ozone (voir tableau 2.1). L'inactivation d'un log de *Cryptosporidium* nécessite une dose d'UV de 2-3 mJ/cm<sup>2</sup> (Clancy et al. 2000; Zimmer et al. 2003 ; Craik et al. 2001). Une telle dose requise est très faible celle pour inactiver d'autres organismes tels que les virus, qui sont globalement les organismes les plus résistants aux UV. À titre d'exemple, une dose d'environ 40 mJ/cm<sup>2</sup> est nécessaire pour inactiver 1 log d'adénovirus, famille de virus qui servent de référence pour l'inactivation virale (voir Annexe A). De plus, un avantage majeur de l'utilisation de la radiation UV comme

Tableau 2. 1: CT d'inactivation nécessaire pour l'enlèvement d'un log de *Giardia*, de *Cryptosporidium* et de virus pour 4 désinfectants chimiques, soit l'ozone, le bioxyde de chlore, le chlore libre et les monochloramines.

	<i>Giardia</i>	<i>Cryptosporidium</i>	Virus
<b>Ozone</b>	<b>0.97</b>	<b>25.6</b>	<b>0.45</b>
<b>ClO<sub>2</sub></b>	<b>21</b>	<b>504</b>	<b>2.7</b>
<b>Chlore libre</b>	<b>59</b>	<b>inefficace</b>	<b>3.0</b>
<b>Monochloramine</b>	<b>1270</b>	<b>inefficace</b>	<b>695</b>

\* Valeurs tirées de :

(United States Environmental Protection Agency (USEPA)1989) et

(Driedger et al. 2001;Driedger et al. 2000)

(Ruffell et al. 2000)

désinfectant est la faible production de sous-produits de désinfection (SPD). Tous les oxydants chimiques largement utilisés dont le chlore libre sous forme d'acide hypochloreux (HOCl) ou d'hypochlorites (OCl<sup>-</sup>), le bioxyde de chlore, les chloramines et l'ozone (O<sub>3</sub>), génèrent des sous-produits organiques ou inorganiques indésirables. Ces derniers sous-produits peuvent avoir des effets négatifs variables. Ces effets varient des plus faibles comme la nitrification, des irritations cutanées ou la génération de mauvais goût à l'eau, jusqu'à des effets toxiques et cancérogènes dans le cas d'expositions à long terme (World Health Organization (WHO), 2003). Les UV ne font pas exception à ce phénomène, ils peuvent aussi générer des sous-produits dans certaines conditions. Les lampes à pression moyenne peuvent générer des nitrites à partir de nitrates ainsi que de la matière carbonée assimilable à partir de carbone organique dissous (Ijpelaar et al. 2005). Toutefois la génération de sous-produits aux doses typiquement utilisées en désinfection ou avec des lampes monochromatique est négligeable. Lorsque les précurseurs de ces composés sont à des niveaux suffisamment élevés dans l'eau irradiée à moyenne pression, ces derniers peuvent atteindre des concentrations significatives.

Bien que l'utilisation d'UV présente plusieurs avantages, certaines fonctions de la désinfection chimique ne peuvent être remplacées par cette technologie. Par exemple, aucun effet rémanent des UV n'est possible tel qu'avec le chlore, ce dernier est souvent utilisé en désinfection secondaire afin de laisser une concentration résiduelle dans l'eau qui est envoyée dans le réseau pour ainsi limiter la croissance bactérienne. Aussi, depuis les dernières années, une bataille légale est en cours pour attribuer à la compagnie Calgon Carbon Corporation un brevet sur l'inactivation de *Cryptosporidium* et *Giardia* par les UV. La reconnaissance de ce brevet donnerait droit à la compagnie à des redevances de toutes les municipalités qui utiliseraient un système de désinfection par rayonnement UV. Au Canada, une cour d'appel canadienne a jugé en faveur de Calgon. Aux États-Unis toutefois, le dernier jugement qui a été rendu dans une cour du district du New Jersey en juillet 2006 a statué que ce brevet était invalide. La compagnie soutient qu'elle portera ce jugement en appel. Bref, ce combat légal n'est pas terminé, certaines municipalités canadiennes voulant implanter un système de désinfection aux rayons UV vont probablement tenter de renverser la décision des tribunaux canadiens.

## 2.2 Expériences à l'échelle du laboratoire

### 2.2.1 Faisceau collimaté et calcul de la dose

Généralement, les travaux portant sur l'étude de la désinfection par rayonnement UV sont effectués à l'aide d'un faisceau collimaté alimenté par une lampe à basse ou moyenne pression. L'utilisation d'un collimateur a pour but d'assurer un angle d'incidence de la radiation sur l'eau de 90°. Le faisceau collimaté permet de soumettre un échantillon à une dose précise de radiation contrairement aux réacteurs réels. Dans ces derniers, l'eau est soumise à une distribution d'intensité et de temps d'exposition, qui varie en fonction des performances hydrauliques du réacteur (Qualls et Johnson, 1983). De plus, on retrouve une distribution d'irradiance dans le réacteur qui est relative au positionnement par rapport à la lampe à l'intérieur du réacteur. En irradiation UV, la dose d'irradiation est définie comme étant la fluence ( $\text{mW}/\text{cm}^2$ ), elle



est évaluée en fonction de plusieurs facteurs. Une méthode standardisée a été développée pour l'évaluation de cette dose par deux scientifiques étant des chefs de file en matière de désinfection aux UV (Bolton et al. 2003). Les facteurs d'importance pour le calcul d'une fluence sont donc : (i) l'irradiance, soit la puissance de la lumière ( $\text{mW}/\text{cm}^2$ ), celle-ci doit être mesurée avec un radiomètre spécifiquement calibré pour le spectre d'émission de la lampe utilisée; (ii) le facteur de réflexion, correspondant au fait qu'une part de la lumière incidente est réfléchié lorsqu'elle frappe une nouvelle phase tel qu'à l'interface air-eau, ce facteur est fixé à 0,025 pour l'interface air-eau; (iii) le facteur de Pétri, qui correspond à l'uniformité de l'irradiance sur la surface étant exposée ce facteur est défini par  $I_{\text{moy}} / I_c$ , où  $I_{\text{moy}}$  correspond à la moyenne d'irradiance sur plusieurs points de la surface irradiée, et  $I_c$  est l'irradiance au centre de la zone irradiée; le facteur de l'eau, où l'absorbance de l'eau doit être mesuré afin de ne pas considérer la composante de la lumière qui a été absorbé et donc non-disponible pour la désinfection. La valeur de ce facteur de correction est déterminée par la formule suivante :

$$\text{Facteur d'eau} = \frac{1 - 10^{-al}}{al \ln(10)} \quad (1)$$

où

$l$  : Longueur du passage dans la phase liquide

$a$  : Absorbance mesurée

Finalement, le facteur de divergence, qui correspond au parallélisme des rayons incidents sur la surface de l'eau, ce dernier est évalué par l'application de la formule suivante :

$$\text{Facteur de divergence} = \frac{L^2}{(L + x)^2} \quad (2)$$

où  $L$  : distance entre la lampe et la surface du réacteur

$x$  : distance à parcourir dans le liquide

Donc, pour calculer la fluence moyenne lors d'un essai qui utilise une lampe à basse pression, il suffit de multiplier l'irradiance et le temps par ces facteurs de corrections. Pour les lampes à moyenne pression, d'autres facteurs de correction doivent s'ajouter. L'équation de calcul de la dose pour une lampe à basse pression prend donc la forme suivante :

$$\text{Fluence (mW/cm}^2\text{)} = E_0 * \text{Facteur de Pétri} * \text{Facteur de réflexion} * \text{Facteur d'eau} * \text{Facteur de divergence} * t \quad (3)$$

où :

$E_0$  : Valeur de lecture du radiomètre au centre du Pétri (mJ/cm<sup>2</sup>)

$t$  : Temps d'exposition aux UV (secondes)

Au cours des irradiations, il est aussi important que l'échantillon soit mélangé constamment afin que l'exposition soit uniforme pour tout le volume de l'échantillon. Il est toutefois important que l'action du mélange ne crée pas de vortex afin de maintenir un angle d'incidence des rayons UV de 90° (Bolton et al. 2003).

### 2.2.2 Biodosimétrie

Afin de valider l'efficacité d'un montage UV, soit pour un faisceau collimaté, soit pour un réacteur UV en continu, la biodosimétrie peut être utilisée. Cette approche permet de vérifier l'exactitude de la dose évaluée en vérifiant l'inactivation d'un organisme de référence. Le principe de base de la biodosimétrie est d'évaluer une dose, dans ce cas-ci, d'ultraviolets (toutefois cela peut s'appliquer à d'autres désinfectants chimiques), en corrélant cette dernière avec une inactivation observée. La corrélation doit être associée à l'inactivation d'un organisme dont la cinétique d'inactivation est bien caractérisée. La biodosimétrie est très importante pour caractériser la fluence livrée d'un réacteur d'UV. L'évaluation de cette fluence est trop complexe pour être estimée à partir de détecteurs en raison de la distribution inégale d'irradiance et du temps de séjour dans le réacteur (Qualls et Johnson, 1983). Différents organismes de référence peuvent donc être utilisés

à la place des détecteurs. En Europe, des spores de *Bacillus subtilis* ATCC 6633 sont utilisées pour la biodosimétrie des réacteurs UV (Leuker, 1999). En Amérique du Nord, le National Water Research Institute (NWRI) et l'Environmental Protection Agency (USEPA) suggèrent l'utilisation du coliphage MS2 comme organisme de référence pour les systèmes d'UV. Le NWRI et l'EPA fournissent des courbes de référence présentant deux droites à l'intérieur desquelles la courbe de biodosimétrie doit se trouver pour valider le montage ou le réacteur (United States Environmental Protection Agency (USEPA)2003 ; National Water Research Institute (NWRI)2003).

### 2.2.3 Organismes indicateurs

L'inactivation d'organismes tels que *Cryptosporidium* et *Giardia* constitue un des plus importants défis de désinfection de l'eau potable. Non seulement ces organismes sont très résistants aux désinfectants chimiques, mais ils sont également difficiles à identifier et à quantifier en laboratoire. Les méthodes existantes pour les dénombrer sont fastidieuses, peu sensibles et représentent un fardeau financier en temps de main d'œuvre ainsi qu'en réactifs (Clancy et al. 1999; Allen et al. 2000; Clancy et al. 1994). Malheureusement, les indicateurs bactériens actuellement utilisés ne permettent pas de prédire l'occurrence ou l'inactivation de *Cryptosporidium* et *Giardia* (Leclerc et al. 2002). C'est pourquoi l'utilisation d'indicateurs de l'enlèvement de ces organismes constitue une approche très pratique pour les responsables des filières de traitement. Cette avenue en est une qui a été fortement investiguée au cours de la dernière décennie. Les spores de *Bacillus* ont été proposés suite à plusieurs travaux cherchant à trouver des indicateurs pertinents des pathogènes qui se retrouvent dans l'eau potable (Facile et al. 2000; Barbeau et al. 1999; Galofré et al. 2004; Shen et al. 2005). Parmi certains autres indicateurs potentiels, on retrouve les spores anaérobies *Clostridium perfringens* qui ont été proposées comme indicateurs d'enlèvement de virus et de protozoaires (Payment et al. 1993; Chauret et al. 1995; Sorensen et al. 1989; Verhille et al. 2001; Huertas et al. 2003)

Dans l'environnement, on trouve presque exclusivement des spores de la famille des *Bacillus*, et mis à part *Bacillus anthracis* (responsable de l'Anthrax) et *B. cereus*, les bactéries de cette famille ne représentent aucun risque pour la santé du personnel de laboratoire (Rice et al. 1996). De plus, ces bactéries sporulantes aérobies (BSA) sont présentes dans l'environnement en assez grand nombre pour être facilement dénombrées dans des échantillons d'eau de surface. Malgré l'enthousiasme envers l'utilisation des BSA en tant qu'indicateurs, les études qui ont tenté de mettre les spores en relation avec l'inactivation de *Cryptosporidium* au niveau de la désinfection à l'ozone et au bioxyde de chlore ont démontré que la corrélation entre les deux organismes ne pouvait être clairement établie pour certains désinfectants comme le  $\text{ClO}_2$  (Chauret et al. 2001; Facile et al. 2000). Au niveau de leur sensibilité aux UV, les spores pourraient être considérées comme des indicateurs très conservateurs de *Cryptosporidium* puisqu'ils sont environ dix fois plus résistants que ces derniers (voir Annexe A). Les spores indigènes peuvent aussi être utilisées comme indicateurs pour valider la dose livrée par un réacteur de désinfection UV pour de l'eau non filtrée (Mamane-Gravetz et al. 2004b). Ceci, à condition que la cinétique d'inactivation des spores naturelles soit régulièrement analysée afin prendre en compte la variabilité temporelle de composition de la population des spores présentes dans l'environnement. Cette variabilité au niveau des souches composant la population peut se traduire au niveau de la résistance des spores aux UV. Il a été démontré que les spores environnementales ont généralement une résistance aux UV qui est supérieure à celle de la souche pure *Bacillus subtilis* ATCC 6633 et que cette résistance peut varier en fonction des conditions dans lesquelles la sporulation a eu lieu (Nicholson & Law, 1999; Hijnen et al. 2004; Mamane-Gravetz et al. 2004b).

Bien que les spores ne puissent servir d'indicateurs directs pour la présence ou l'inactivation de *Cryptosporidium*, en validant la fluence d'un réacteur avec des spores, un crédit d'inactivation de *Cryptosporidium* pourrait être associé à cette fluence. De plus, tel que les travaux présentés dans ce mémoire le démontrent, les spores peuvent être utilisées comme indicateurs de l'effet des particules sur l'efficacité des UV.

## 2.3 Impact de la matière particulaire sur la désinfection UV

### 2.3.1 Effet de la turbidité

Afin d'effectuer une inactivation microbienne, la lumière ultra-violette doit pénétrer dans l'eau et entrer en contact avec les microbes en suspension. Toutefois, la qualité de l'eau peut avoir un effet sur la capacité de pénétration du rayonnement. La turbidité générée par la matière en suspension peut justement avoir un effet à ce niveau. En plus d'être adsorbée par certaines composantes dissoutes, la lumière peut ainsi être absorbée, réfléchie ou dispersée par la matière en suspension. L'énergie qui demeure disponible pour la désinfection se trouve à être ainsi réduite (Batch et al. 2004). L'absorbance est donc un paramètre qui doit être pris en considération lorsque la fluence est évaluée.

#### 2.3.1.1 Effet de la turbidité sur l'inactivation

Au cours des dernières années, plusieurs recherches ont tenté d'élucider cette zone grise que constitue l'impact possible de la turbidité sur la désinfection aux UV. Les conclusions de ces études ne vont pas toutes dans le même sens. En 2000, Malley soutenait que les particules retrouvées dans l'eau usée ou les particules générées par un processus de coagulation en eau potable pouvaient efficacement protéger des bactériophages MS2 (Malley Jr., 2000). Clancy et al. rapportent dès 2000 un niveau d'inactivation d'oocystes de *Cryptosporidium* atteignent plus de 4,5 log en présence d'une turbidité de 11 NTU pour une fluence de 3 mJ/cm<sup>2</sup> (Clancy et al. 2000). Dès 2001, Passantino et al. (2001) ont montré que lorsque des bactériophages sont ajoutés à des eaux de surface de turbidité de 11 UTN, une inactivation supérieure à 3 log peut être atteinte et le taux d'inactivation ne diffère pas de celui mesuré dans des eaux de plus faible turbidité (Passantino et al. 2004). Oppenheimer et al. (2002) ont démontré qu'avec une turbidité variant de 0,65 UTN à 7 UTN, l'efficacité de désinfection aux UV restait stable pour trois organismesensemencés, soit le bactériophage MS2,

*Cryptosporidium parvum* et *Giardia muris* (Oppenheimer et al. 2002). De même, des essais complétés avec ajout de bactériophages MS2 ont montré qu'il n'y a pas d'effet des particules pour des turbidités naturelles variait de 1 UTN à 7,9 UTN (Passantino et al. 2004). Batch *et al.* rapportent la même conclusion concernant des eaux de faible turbidité naturelle (<3,5 UTN) suite à des expériences montrant l'absence de différence significative au niveau de l'inactivation de MS2 pour différents niveaux de turbidité (Batch et al. 2004). Lors d'une autre expérience effectuée par Craik *et al.* en 2002, qui avait pour but d'analyser l'effet de la turbidité sur l'inactivation de *Giardia muris* et *Cryptosporidium parvum*. Une différence statistiquement significative mais modeste a été rapportée entre l'inactivation de ces organismes pour une variation de turbidité de 0,25 UTN à 20,0 UTN (Craik et al. 2002).

L'ensemble des résultats suggère donc l'absence d'effet significatif direct de la turbidité sur l'inactivation des indicateurs ou de *Giardia* et *Cryptosporidium*. Toutefois, ces résultats ont été obtenus avec des organismesensemencés artificiellement et qui peuvent difficilement s'associer avec des particules de manière à pouvoir être protégées par ces dernières. Il est donc possible que ces organismes utilisés soient demeurés entièrement libres en suspension plutôt qu'associés à des particules. Ainsi, ils demeureraient aussi vulnérables aux UV que dans une eau sans matière en suspension (Passantino et al. 2004).

#### 2.3.1.2 Effet de la turbidité sur la dose d'UV

Bien que les études antérieures supposent qu'il n'y a pas d'effet de la turbidité sur la fluence nécessaire pour l'inactivation, cette turbidité peut toutefois avoir un effet sur le calcul de la fluence, i.e. de la dose reçue par les micro-organismes. Tel que mentionné précédemment, l'absorbance est un facteur majeur qui doit être pris en considération lors du calcul de la dose (Bolton et al. 2003). Or, la turbidité peut avoir un impact sur la mesure de l'absorbance et par conséquent sur l'estimation de la fluence. En effet, la matière en suspension, qui génère la turbidité, provoque la dispersion d'une portion du

faisceau lumineux qui pénètre dans un milieu liquide. Lorsque l'absorbance est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre, la lecture est effectuée en un seul point et la fraction de la lumière qui est dispersée n'est pas transmise au capteur. La lumière réfléchie est donc considérée comme ayant été absorbée et donc non disponible pour désinfecter, ce qui est faux. Des lectures qui ne tiennent pas compte de la lumière réfléchie dans le bilan d'énergie transmise à l'eau surévaluent donc l'absorbance de l'eau et l'irradiance moyenne est alors sous-évaluée. Plus la turbidité d'une eau est élevée, plus l'effet de la dispersion est important. À titre d'exemple, pour une turbidité de 10 NTU, la différence entre l'irradiance calculée par spectrophotométrie directe et celle calculée avec la sphère intégrante dans un système en cuvée complètement mélangé d'une profondeur de 1 cm (tel un Pétri) est de l'ordre d'environ 5% (Christensen et al. 2003). Toutefois, pour un modèle de réacteur cylindrique, avec une turbidité de 10 UTN, la différence de dose se situe autour de 20 %. (Christensen et al. 2003). Afin de corriger cette valeur d'absorbance biaisée, l'utilisation d'un spectrophotomètre muni d'une sphère intégrante est suggérée. La sphère intégrante a pour effet de rediriger la lumière dispersée vers le capteur qui mesure la lumière transmise et donne ainsi une valeur qui se rapproche davantage de la réalité (Christensen et al. 2003; Mamane et al. 2006b). Malgré le fait que la sphère intégrante donne une mesure plus précise de l'absorbance, dans un contexte pratique, la spectrophotométrie directe procure un facteur de sécurité en surestimant la valeur de l'absorbance (Christensen et al. 2003). Ce facteur de sécurité pourrait possiblement être utilisé par des opérateurs de stations de traitement, tout en respectant un certain équilibre entre l'utilisation d'un facteur de sécurité et l'augmentation des coûts énergétiques d'opération.

### 2.3.2 Effet des particules

Plus récemment, afin d'expliquer la diminution de l'efficacité de désinfection aux UV causée par la matière en suspension, l'attention a été tournée davantage vers les particules plutôt que vers la turbidité. L'effet négatif des particules sur l'efficacité des

UV a été rapporté, il y a plus de vingt ans, dans le cadre de travaux portants sur la désinfection des eaux usées. La matière particulaire était dès lors reconnue comme le facteur physique le plus déterminant au niveau de l'efficacité de la désinfection UV des bactéries coliformes (Qualls et al. 1983 ; Hoff et al. 1986). L'effet des particules au niveau de l'absorption et de la dispersion de la lumière commençait à être élucidé. On évaluait que pour une eau usée dont l'absorbance était mesurée par spectrophotométrie directe, 47 % résultait de l'absorption par la matière soluble, 41 % d'absorption par la matière particulaire et 12 % résultait de la dispersion par la matière particulaire (Qualls et al. 1983).

#### 2.3.2.1 Effets sur l'inactivation observée

Deux effets des particules sur la désinfection aux UV sont proposés : (1) une diminution de la cinétique de désinfection et (2) l'apparition d'un « tailing » (plateau d'inactivation qui correspond à une diminution importante du taux d'inactivation voire même l'arrêt de l'inactivation).

(1) L'augmentation de la teneur en particules peut faire diminuer la cinétique de désinfection, surtout à des bas niveaux de fluence (Janex et al. 1998). Cet effet peut être observé pour une variation de concentration de la matière en suspension (MES) de 0 à 5 mg/L. Au-delà de cette valeur, l'effet de diminution d'efficacité est beaucoup moins marqué (Janex et al. 1998).

(2) L'apparition d'un « tailing » au niveau de la courbe fluence-réponse est observé au-delà d'une inactivation de plus de 3 log et est attribuable à la protection des bactéries coliformes par les particules en suspension (Nieuwstad et Havelaar, 1993; Qualls et al. 1983). Plusieurs études ont montré que la diminution de performance est attribuable à la présence de matière en suspension. Ceci fut démontré par l'augmentation de la cinétique d'inactivation suite à une filtration (Jolis et al. 2001; Lazarova et al. 1998). Bien que plusieurs études aient identifié un lien entre la teneur en MES et le taux d'inactivation de microorganismes par les rayons UV, les résultats de ces études présentent une variabilité plutôt importante et difficile à expliquer. En effet, il semble être difficile d'établir une relation fiable et constante entre les écarts de performance et



les différents paramètres standards qui caractérisent la teneur en matière particulaire dans l'eau telles que la mesure de MES, la turbidité, la taille des particules (Emerick et al. 2000; Ho et al. 1998; Blatchley et al. 2005; Darby et al. 1992).

### 2.3.2.2 Mécanismes de protection

Il est possible d'envisager deux mécanismes possibles par lesquels une particule pourrait protéger un microorganisme viral, bactérien ou protozoaire dans un réacteur UV. La figure 2.3 illustre ces types de protection.

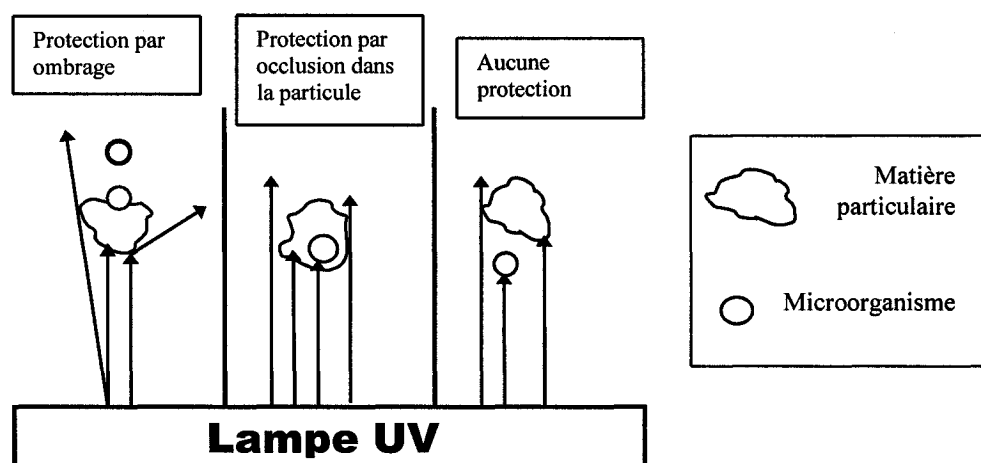


Figure 2. 3: Mécanismes de protection des microorganismes par des particules

- *L'ombrage* : Le premier mécanisme est de conférer une protection par ombrage de l'organisme si la particule se trouve entre ce dernier et la source de radiation. Dans ce scénario, le microorganisme peut être libre en solution ou fixé à la surface d'une particule. La protection est ainsi limitée, elle peut varier en fonction des différentes propriétés d'absorption et de réflexion de l'énergie UV par la solution. Toutefois, dans un réacteur industriel ou même dans des essais en laboratoire, les particules et les microorganismes sont agités

et se déplacent les uns par rapport aux autres et par rapport à la ou les sources d'UV.

- *Le masquage* : En second lieu, une particule peut protéger un organisme par occlusion de celui-ci, dans ce cas la particule englobe l'organisme. À ce moment, la particule offre une protection en tout temps, peu importe son orientation relative à la source d'UV (Madge, 2002). La protection n'est toutefois pas absolue puisque la lumière peut pénétrer à différents degrés dans la particule, ceci dépend de la nature de la particule. L'étude du comportement de la lumière lors de sa pénétration dans une particule d'eau usée a montré une diminution de l'intensité lumineuse qui est fonction de la profondeur de pénétration dans la particule. D'après les résultats, après une pénétration de 0,1  $\mu\text{m}$  dans une particule d'eau usée, l'intensité relative du rayonnement UV est réduite de 35% (Loge et al. 1999). De plus, d'après cette étude, à une distance de 10  $\mu\text{m}$  de l'interface liquide-solide, il n'y avait plus aucune lumière qui pouvait être détectée par les sondes de fibre optique.
- En plus de la nature chimique de la particule, la taille de celle-ci est aussi très déterminante. Mamane-Gravetz a démontré que des particules d'argile absorbent et reflètent la lumière UV différemment des particules d'eaux usées ou des particules générées par un processus de coagulation avec de l'alun (Mamane-Gravetz et al. 2005a). L'impact des particules d'hydroxyde de fer (goethite) sur l'efficacité de la désinfection UV a été étudié en utilisant *E.coli* et *Pseudomonas putida* (Wu et al. 2005). Les particules de goethite sont des particules oxydées qui sont couramment retrouvées en milieu naturel, leur taille varie de  $\sim 0.2\text{-}2\ \mu\text{m}$  et elles absorbent et réfléchissent la lumière UV. Les résultats suggèrent qu'en augmentant la turbidité à l'aide de ces particules jusqu'à des valeurs très élevées (30-50 UTN), on peut observer une réduction de l'efficacité de désinfection aux UV. Les auteurs concluent alors que les particules de goethite, malgré leurs petites tailles, peuvent protéger les bactéries du rayonnement UV (Wu et al. 2005). Il n'est pas clair si la dose de rayonnement UV qui est présenté tient compte de la dispersion de la lumière

par les particules. La méthode utilisée pour calculer la fluence n'est pas précisée. Sans correction de la dose pour chaque turbidité testée, la diminution d'inactivation observée pourrait simplement être causée par une augmentation de l'absorbance qui résulterait en une diminution de la dose.

Dès les premières expériences de l'effet des particules sur la désinfection UV, les expérimentateurs ont utilisé des filtrations séquentielles pour étudier la contribution de plusieurs classes de particules. Une filtration à porosité de 70  $\mu\text{m}$  avant irradiation augmente l'inactivation de *B. subtilis* ensemencés dans des eaux usées, qui baisse de 4 à 3 log. En diminuant la porosité de la filtration à 8  $\mu\text{m}$ , le niveau d'inactivation augmente de 1 log, soit pour un total de 5 log (Qualls *et al.* 1983). D'après ces résultats ainsi que ceux d'autres publications subséquentes, il est possible de conclure que la présence des particules supérieures à 7-8  $\mu\text{m}$  a un effet négatif sur le taux d'inactivation (Qualls *et al.* 1983 ; Qualls *et al.* 1985a ; Qualls *et al.* 1985b ; Jolis *et al.* 2001). Ceci correspond logiquement à la taille minimale de particules pouvant protéger un organisme de dimensions réduites soit de moins de 2  $\mu\text{m}$ . On peut se demander si une particule de moins de 10  $\mu\text{m}$  pourrait protéger de façon significative un kyste ou un oocyste dont les dimensions sont plus importantes (4-12  $\mu\text{m}$ ). Au niveau des spores, qui ont une taille moyenne d'environ 1-2  $\mu\text{m}$ , le seuil de taille minimale pouvant conférer une certaine protection pourrait être légèrement inférieur à 10  $\mu\text{m}$ .

## 2.4 Association particules-microbes

### 2.4.1 Causes chimiques de l'agrégation

Les mécanismes régissant l'agrégation des particules sont complexes, particulièrement dans le cas de particules naturelles, un peu moins dans le cas de formation de particules à partir de sels métalliques. La nature hydrophobique des particules est sans doute un facteur influent sur l'adhésion entre particules, de même pour les charges à la surface des particules qui doivent également jouer un rôle au niveau de l'agrégation (Flint *et al.*

2000). L'importance de l'effet que peut avoir différentes charges sur l'association des particules demeure mal caractérisée. Les études les plus récentes semblent mettre de l'avant la nature hydrophobe de la surface comme la propriété la plus déterminante au niveau de l'adhésion ou de l'agrégation des microorganismes (Faille et al. 2002 ; Mamane-Gravetz et al. 2005a). La nature hydrophobe des spores varie d'une espèce à l'autre, ceci fait varier leur capacité d'adhérer à d'autres surfaces hydrophobes (Rönner et al. 1990). De plus, les spores ont une meilleure capacité d'agrégation que lorsque la bactérie est sous la forme végétative. Certains auteurs discutent davantage des charges de surface comme étant les forces qui gouvernent l'agrégation, ces charges de surface peuvent être caractérisées par la mobilité électrophorétique des particules ou par le potentiel zeta. Il est pertinent de noter que ces charges peuvent varier en fonction du pH de la solution dans laquelle les particules chargées se trouvent (Dai et al. 2003 ; Flint et al. 2000).

#### 2.4.2 Fréquence et importance de cette association

La section qui suit est au cœur de la problématique des particules en désinfection par irradiation UV. La portée de l'impact des particules au niveau de la désinfection par les UV dépend du niveau d'association entre les organismes ciblés et les particules (Templeton et al. 2005). Il a été montré que les bactéries coliformes sont fréquemment associés aux particules contenues dans les eaux usées (Parker et al. 1995 ; Loge et al. 1999 ; Ormeci et al. 2005). Initialement, les premiers travaux effectués par Qualls supposaient que seulement 1% des bactéries étaient associées à des particules (Qualls et al. 1983). Toutefois, il fut établi subséquemment que les méthodes de dénombrement utilisées, telles que celle de fermentation en tubes multiples, ou la filtration sur membrane, peuvent sous-estimer significativement la quantité de bactéries (Emerick et al. 1999). En effet, des analyses effectuées par microscopie électronique sur des particules contenues dans l'eau potable ont révélé qu'une particule pouvait contenir jusqu'à des centaines de bactéries (Ridgway et al. 1982). Malgré la possibilité que la

particule soit colonisée par plusieurs bactéries, cette dernière est interprétée comme une seule bactérie puisque la mesure par dénombrement sur gélose ne permet pas de conclure sur le nombre initial de bactéries ayant mené à la formation d'une colonie. D'après cette même étude, approximativement 1% des particules qui furent analysées étaient colonisées par des bactéries, et les particules étant colonisées avaient généralement un diamètre minimal de 10  $\mu\text{m}$  (Ridgway et al. 1982). La répartition des bactéries libres et associées à des particules a été démontrée par microscopie électronique. Ainsi, dans des eaux usées, (Camper et al. 1993) 76% des bactéries étaient libres en solution, alors que 24% était associées aux particules (Parker et al. 1995). Il en va de même pour les virus, qui ont une forte tendance à s'associer avec des particules dans des eaux potable et usées (Sakoda et al. 1997).

Puisque l'intérêt principal de l'utilisation des rayons UV pour le traitement de l'eau potable est leur grande efficacité pour inactiver les oocystes de *Cryptosporidium*, il est pertinent de comprendre le niveau d'association que peut avoir cet organisme avec des particules dans un milieu naturel. D'après certaines études effectuées avec *Cryptosporidium parvum* et *Giardia lamblia*, leur charge de surface est généralement négative et ce pour une grande variété de valeur de pH (Dai et al. 2003 ; Ongerth et al. 1995). Une de ces expériences a montré que des particules naturelles de sol ayant une taille moyenne de 2  $\mu\text{m}$  et chargées négativement n'ont pas tendance à s'agréger avec les particules de *Cryptosporidium* (Dai et al. 2003). Lorsque les mêmes essais sont effectués avec des particules synthétiques chargées positivement ainsi que d'autres chargées négativement, les oocystes de *Cryptosporidium* adhèrent aux particules chargées positivement, mais pas à celles qui étaient chargées négativement (Dai et al. 2003). Ces derniers auteurs ont formulé l'hypothèse que les oocystes n'adhèrent pas aux particules de sol lorsqu'elles se retrouvent dans l'environnement, puisque généralement, les particules présentes dans l'eau ont une charge négative. Il est important de mentionner ce qui pourrait constituer une faiblesse dans cette étude: les particules qu'ils ont utilisées pour investiguer la fréquence d'association sont des particules de 2 $\mu\text{m}$ , ce qui est plus petit que la taille des oocystes de *Cryptosporidium* et

les kystes de *Giardia*. Ces particules ne sont pas très pertinentes du point de vue de leur effet sur la désinfection, puisqu'elles sont probablement trop petites pour pouvoir conférer une protection à ces deux organismes pathogènes. Il aurait été intéressant d'investiguer ce même phénomène, mais avec des particules de 10-15 µm de diamètre. Les résultats de Dai et Boll diffèrent de ceux présentés par Medema et ses collaborateurs (Medema et al. 1998), qui montrent l'attachement de ces mêmes organismes aux floccs contenus dans un effluent d'eaux usées. En effet, en mélangeant des oocystes dans un effluent secondaire d'eaux usées, 35% des oocystes s'associent aux floccs une minute après le mélange, et 70% d'association des oocystes aux floccs était atteint après 24 h d'incubation. La différence entre ces deux études peut s'expliquer par les propriétés physico-chimiques et les charges de surface des particules qui diffèrent entre les particules de sol et d'effluent d'eaux usées (Dai et al. 2003). Ces deux types de particules peuvent être présentes dans les sources d'eau potable de surface. En effet, dans une rivière il n'est pas inhabituel de trouver la prise d'eau brute d'une filiale de production d'eau potable en aval des points de rejet d'une station d'eaux usées. La présence de particules d'eaux usées peut être le résultat de problèmes ponctuels à la station d'eaux usées ou à cause des eaux de surverses d'égoûts qui sont relâchées dans l'environnement sans aucun traitement lorsqu'il y a de fortes pluies. Lors de telles situations, on pourrait croire à une forte incidence d'association entre *Cryptosporidium* et les particules contenues dans l'eau. Ceci est un scénario plausible puisque les oocystes de *Cryptosporidium* proviennent souvent des fèces d'humains infectés (Medema et al. 1998). Les oocystes peuvent donc être déjà associés à de la matière particulaire avant même d'être déversées dans l'eau de surface.

#### 2.4.3 Limites des expériences qui tentent de mesurer l'impact de cette association

Certaines études ont tenté de montrer les effets de l'association microorganisme/particule mais sans pouvoir reproduire la réalité de ces associations dans le milieu naturel. En effet, ces études tentent généralement d'évaluer l'impact de l'association des micro-organismes avec les particules sur l'inactivation des micro-

organismes avec les rayons UV en procédant par coagulation avec des organismes dopés .

Les limites de ces études sont particulièrement évidentes lorsqu'on tente d'en étendre les conclusions à l'impact des particules sur la désinfection d'eau non-filtrées ou filtrées sans assistance chimique. Les particules et micro-organismes alors présents dans ces eaux sont ceux provenant de la source avec peu ou pas de modifications. Parmi les facteurs limitant la portée des résultats précités, on note :

- les organismes utilisés comme indicateurs dans ces expériences sont généralement des souches pures de laboratoire telles que les phages MS2 ou des spores de *Bacillus subtilis* (ATCC 6633) dont les caractéristiques physiques et chimiques peuvent différer des organismes présents dans les sources naturelles.
- L'ajout de microorganismes par dopage ne permet pas de vérifier l'effet potentiel masquant.
- les souches environnementales de certains de ces micro-organismes comme les spores de bactéries sporulantes aérobies, ont une résistance supérieure aux rayonnement UV que les souches de laboratoire (Craik et al. 2005; Templeton et al. 2005; Mamane-Gravetz et al. 2005a; Nicholson et al. 1999).
- Le niveau de colonisation, le type d'association avec les microorganismes, la nature et la morphologie des particules naturelles diffèrent certainement de celui dans des particules de floes générées en laboratoire.
- Les floes produit par coagulation ne sont pas représentatifs des particules naturelles de par leur nature chimique et leur type de colonisation. Des résultats avec des floes coagulés sont plus pertinents pour étudier l'effet du passage de particules coagulées dans des filières de traitements qui utilisent une filtration assistée chimiquement. Dans une situation où la coagulation et l'enlèvement par filtration sont sub-optimales, les particules ainsi générées chimiquement peuvent traverser le filtre et se rendre dans le réacteur de désinfection aux UV, et ainsi protéger les microorganismes qui la colonisent

(Uvbiama et al. 2005 ; Templeton et al. 2005). Ces conclusions ne peuvent toutefois pas être transposées aux filières de traitement qui n'utilisent pas la filtration puisque la nature des particules sera très différente de celle des particules générée par des procédés chimiques.

Jusqu'à maintenant, aucune étude n'a tenté d'étudier l'effet de la matière particulière sur la désinfection UV en utilisant des organismes inclus dans des particules d'eau naturelle de surface. En effet, sauf dans le cas des spores de BSA, les organismes sont présents dans les eaux de surface à des concentrations trop faibles et/ou sont trop sensibles pour pouvoir mesurer une inactivation de plusieurs log.

## 2.5 Dispersion des particules

Puisqu'il est ici question d'analyser l'effet des particules et de l'agrégation des particules sur l'efficacité de la désinfection, il est nécessaire de pouvoir observer des inactivations pour des eaux contenant des particules et des organismes associés, et de pouvoir les comparer à des inactivations en présence d'une diminution du niveau d'agrégation. Idéalement, afin que les comparaisons soient pertinentes, les inactivations doivent être faites avec la même eau. Afin de réaliser ceci, il est possible d'imaginer deux scénarios,

- Le premier étant la séparation physique de classes de particules pouvant abriter des organismes par une méthode de filtration. Ceci a été effectué dans plusieurs recherches, surtout en eaux usées (Qualls et al. 1983 ; Qualls et al. 1985b ; Jolis et al. 2001). Dans ce cas, le choix de la porosité du filtre devrait se faire en fonction de la taille des particules qui peuvent être considérées comme source de protection pour les organismes de référence.
- Le deuxième scénario consiste à briser les particules avant de les soumettre à un procédé de désinfection. Pour effectuer cette dernière option, il est possible d'utiliser différents moyens chimiques ou physiques. Les moyens chimiques impliquent l'utilisation de détergents favorisant l'émulsion. Les moyens physiques qui sont utilisés sont généralement des étapes d'homogénéisation



qui utilisent un malaxeur ou un vortexeur. La sonication peut aussi briser des particules contenues dans l'eau, mais son efficacité est remise en question en raison des résultats contradictoires pour les bactéries coliformes, partiellement en raison de l'inactivation des bactéries libérées (Ormeci et al. 2005 ; Camper et al. 1985; Parker et al. 1995).

Une combinaison de dispersion chimique et de mélange mécanique est souvent utilisée pour désorber des bactéries ou briser des particules. Camper et al. (1985) ont proposé une méthode efficace pour disperser les formes végétatives de bactéries fixées sur des grains de charbon actif. Cette méthode combine une dispersion chimique et mécanique. Un mélange de réactifs chimiques constitué de Zwittergent 3-12 à  $10^{-6}$ M, EGTA  $10^{-3}$ M, tampon Tris 0,01M pH 7 et 0,1% peptone est utilisé pour effectuer la dispersion (Camper et al. 1985)). Plusieurs combinaisons de produits ont été testées par ces auteurs, et le mélange précédemment décrit est celui qui maximise la libération de bactéries hétérotrophes aérobies BHA et d'*E. coli* des grains de charbon activé. Après avoir mélangé les produits dans l'eau contenant les particules, la solution est malaxée dans un mélangeur mécanique à une vitesse de 16 000 rpm pour une période de 3 minutes. Pour une eau contenant des grains de charbon activé colonisés par un biofilm, une augmentation des comptes de BHA d'un facteur de 50 a été observée, alors que pour les coliformes, une augmentation d'un facteur de 1200 a été notée (Camper et al. 1985). Une autre étude effectuée par Parker & Darby retient le mélange de dispersants de Camper mais compare l'effet de deux vitesses de malaxage, soit 17 000 rpm et 19 000 rpm, ainsi que trois différentes périodes de malaxage, soit 1,5 min, 3 min et 6 min. En plus de tester ces différentes conditions de malaxage, l'effet de la sonication fut également mesuré. Finalement, la procédure qui optimisait la récupération de coliformes était la combinaison du mélange chimique de Camper et d'un malaxage à 19 000 rpm pendant 1,5 minutes (Parker et al. 1995). Cette procédure permettait d'obtenir des dénombrements de bactéries coliformes supérieurs d'un facteur d'environ quatre par rapport aux comptes de l'échantillon de référence. Toujours avec la solution Camper, Ormeci et Linden (2005) ont constaté que des forces de cisaillement élevées

ne sont pas nécessaires pour obtenir une bonne extraction de bactéries coliformes associées à des particules d'eaux usées. Leurs résultats ont montré qu'une vitesse de malaxage de 3 500 RPM peut suffire pour extraire efficacement les bactéries coliformes, tel que montré par une augmentation d'un facteur de deux de la concentration de bactéries coliformes (Ormezi et al. 2005). Au cours de la même expérience, d'autres méthodes chimiques furent également investiguées afin de produire une dispersion de floccs d'eau usée. Des ajouts d'EGTA et d'EDTA, combinés au malaxage à 3500 rpm, furent testés à différentes concentrations, soit 1, 2, 3, 4 et 5 mM. Ces deux composés sont généralement utilisés comme chélateurs d'ions divalents, on pouvait donc s'attendre, en ajoutant ces derniers, à provoquer une défloculation qui libérerait des agrégats de bactéries coliformes. Cette méthode s'est avérée efficace, donnant lieu à une augmentation comparable à celle générée par la méthode Camper, soit, une augmentation approximative de 115 % des coliformes. Camper obtenait des facteurs d'augmentation beaucoup plus élevés que les autres auteurs cités ici sans doute car elle effectuait de la dispersion de biofilms associées à des grains de charbon alors que les autres travaillaient avec des floccs d'eaux usées.

### **CHAPITRE 3: Impact of Microparticles on UV Disinfection of Indigenous Aerobic Spores**

(Article soumis en anglais pour publication dans la revue *Water Research*)

By: Éric Caron\*, Gabriel Chevrefils\*, Benoit Barbeau\*, Pierre Payment\*\*, and  
Michèle Prévost\*

\* NSERC Industrial Chair on Drinking Water, École Polytechnique de Montreal, Department of Civil, Geologic and Mining Engineering, P.O. Box 6079, Succ. Centre Ville, Montreal (Quebec) Canada H3C 3A7

\*\* INRS – Institut Armand-Frappier, 531 boul. des Prairies, Laval (Québec) Canada H7V 1B7

### 3.1 Abstract

Disinfection processes may be hindered by the presence of particle that can shield micro-organisms. The main objective was to determine to what extent natural particulate matter can shield spores of aerobic spore forming bacteria (SASFB) from UV inactivation. The extent of the protective shielding was assessed by comparing the inactivations in three water fractions (untreated, dispersed and filtered on 8  $\mu\text{m}$  membrane) using a collimated beam apparatus with a low pressure lamp emitting at 254 nm. Levels of inactivation were then related to the distribution and abundance of particles as measured by microflow imaging. Disinfection assays were completed on two source waters of different quality and particle content. A protocol was developed to breakdown particles and disperse aggregates (addition of 100 mg/L of Zwittergent 3-12 and blending at 8000 rpm for 4 minutes). Particle size distribution (PSD) analysis confirmed a statistically significant decrease of particles following the dispersion protocol and filtration. Required fluence to reach 1 log inactivation of ASFB spores was independent of particle concentration, whereas the fluence required to reach 2 log inactivation was correlated with the concentration of particles over 8  $\mu\text{m}$  ( $R^2 = 0.633$ ). Results suggest that natural particulate matter can protect indigenous organisms from UV radiation in waters with elevated particle content while source water with low particle counts may not be subject to this interference.

**Key words:**

**UV, disinfection, drinking water, particles, dispersion, spores**

### 3.2 Introduction

Pioneer work showed that oocysts of *Cryptosporidium*, among the most resistant organisms to conventional chemical disinfection processes, can be inactivated by UV light (Clancy et al. 1998). Additional studies confirmed the greater susceptibility of *Cryptosporidium* to UV light than most of the other targeted pathogenic microorganisms with reported fluences required for 1 log inactivation varying from 0.5 to 3 mJ/cm<sup>2</sup> (Craik et al. 2001 ; Shin et al. 2001 ; Mofidi et al. 2001 ; Zimmer et al. 2003). Water quality can significantly influence the transmitted fluence and the resulting level of inactivation (Qualls et al. 1983; Batch et al. 2004; Mamane et al. 2006b). Dissolved and suspended compounds absorb UV energy and particulate matter can cause light scattering (Qualls et al. 1983; Batch et al. 2004). Light scattering may lead to an overestimation of UV absorbance and thus to an underestimation of the calculated fluence in a typical collimated beam UV experiments (Qualls et al. 1983). Scattering of the UV rays increases the light's path length and the resulting absorbance by the water and lowers the energy available for disinfection (Mamane-Gravetz et al. 2004a). Christensen and Linden (2003) report that a turbidity of 10 NTU can cause irradiance measurements made with a conventional spectrophotometer to be underestimated by 5%. In a cylindrical reactor of a diameter of 18 cm with a 50W low pressure UV lamp, this underestimation can reach up to 20% (Christensen et al. 2003).

Since turbidity is a regulated, easy and widely used particle indicator in water treatment plants, attempts have been made to determine the threshold turbidity value under which no significant interference to UV disinfection could be anticipated. Various experimental approaches have relied on seeded micro-organisms and added natural or synthetic turbidity (inorganic, organic and chemical flocs), either combined by simple mixing or by forming particles to embed micro-organisms. Results provide insight into the effects of the dispersion of UV light by particles of various compositions, the adsorption of organisms onto particles in drinking water sources and the inclusion of micro-organisms in chemical flocs. In general, results suggest that the impact on the inactivation of mineral or organic turbidity under 10 NTU is not significant, if adequate

correction is made to account for light scattering (Wobma et al. 2004 ; Passantino et al. 2001, Passantino et al. 2004 ; Batch et al. 2004). Recent studies have investigated the protective effect of chemical flocs and results suggest that turbidity below 10 UTN may impact the inactivation of coliform bacteria and of spores of *Bacillus* (Mamane-Gravetz et al. 2004a; Templeton et al. 2005; Ormeci et al. 2002). The general consensus is that the use of turbidity is probably too simplistic to account for the complex phenomena involved in particle shielding during UV disinfection.

UV disinfection studies suggest that the number, size distribution and chemical nature of particles are better predictors of the potential for shielding (Qualls et al. 1985b; Mamane et al. 2006b; Templeton et al. 2005). Particle shielding can significantly decrease the level of inactivation of coliform bacteria (Ormeci et al. 2002; Qualls et al. 1983; Loge et al. 2001; Emerick et al. 1999; Loge et al. 1999; Parker et al. 1995; Emerick et al. 1993; Scheible, 1987; Emerick et al. 2000; Qualls et al. 1985b; Jolis et al. 2001) and aerobic spores (Mamane et al. 2006a; Craik et al. 2005). Three main factors may influence the extent of the influence of particles on UV disinfection: 1) the number and size of particles; 2) the degree of association of the particles and the microorganisms; and 3) the nature of the particles.

*(1) The number and size of particles.* Wastewater results suggest that coliform shielding is mainly attributable to large particles of 7 – 10  $\mu\text{m}$  dia. (Qualls et al. 1983; Jolis et al. 2001). Tailing is commonly observed for fluences over 30  $\text{mJ}/\text{cm}^2$  and considered to be the result of the protection of bacteria by the large flocs in wastewater effluents (Loge et al. 2001; Parker et al. 1995; Scheible, 1987). Small particles of a diameter of less than 2  $\mu\text{m}$  may shield small microorganisms such as MS2 and T4 bacteriophages (Templeton et al. 2005).

*(2) The degree of association of the particles and microorganisms.* The level of association of organisms with particles is a key factor in determining the health significance and the potential for shielding. The challenge is not as significant if the particles are not colonized or are unlikely to be colonized by pathogenic microorganisms. Although some experiments have been conducted to elucidate the extent of

aggregation effect on UV disinfection performances (Craik et al. 2005; Templeton et al. 2005; Mamane-Gravetz et al. 2004a), most results have been obtained with spiked microorganisms and seeded particulate matter with or without coagulation. They may not be indicative of the level of association of particle and microorganisms in source water.

(3) *The nature of the particles.* The nature of particles, inorganic versus organic, of natural and synthetic waters and the particle distribution may affect the level of shielding (Mamane-Gravetz et al. 2004a; Templeton et al. 2005; Mamane et al. 2006b). Mamane and Linden (2006) observed that 30 to 50% of seeded *B. subtilis* spores in chemical flocs were protected from UV light. Coagulated and filtered particles formed with *Bacillus subtilis* spores were partially shielded from UV light (Craik et al. 2005). Particles from organic wastewater flocs and elevated concentrations of humic acids reduced viral inactivation by 1 to >2.5 log depending on UV fluence and on the organism tested (MS2 or T4 phages), while kaolin clay particles provided no significant protection (Templeton et al. 2005).

When investigating the impact of particles on UV disinfection of unfiltered water, the impact of natural particles found in the source can be assessed by measuring the inactivation of particle associated with indigenous organisms such as spores of aerobic spore forming bacteria (SASFB). SASFB are naturally present in surface water and enumerating them is easy, fast, low cost and reliable (Barbeau et al. 1997). Pure strains of *B. subtilis* are very resistant to UV (Mamane-Gravetz et al. 2005b ; Nicholson et al. 1999; Sommer et al. 1999; Sommer et al. 1998; Chang et al. 1985) while spores indigenous to surface waters (Mamane-Gravetz et al. 2005a; Mamane-Gravetz et al. 2004b) and to soils (Nicholson et al. 1999) are even more resistant. SASFB are naturally associated with particles and can serve as a model without seeding or to adding synthetic turbidity and organic matter. The elevated resistance of SASFB to UV is an advantage because of the expanded scale of their response when compared to that of *Cryptosporidium*. This allows smaller but significant effects on water quality to be measured.

The primary objective of this project is to study the inactivation of indigenous SASFB in two source waters to evaluate if their natural state of aggregation or association with particles provides significant protection from 254nm UV light. The impact of particles is estimated by (1) measuring the effect of physico-chemical dispersion and membrane filtration (8  $\mu$ m) on the inactivation rates of SASFB, (2) relating the variations in inactivation to the distribution of particles as measured by microflow imaging. Dispersion causes partial break-ups of aggregates and particles. Membrane filtration removes large particles and provides an estimation of the proportion of the spore population associated with these particles.



### 3.3 Material and Methods

#### 3.3.1 Water samples and experimental approach

Two surface waters sources were tested during this project: the Mille-Îles River (intake of the Régie Intermunicipale des Moulins WTP) and the St. Lawrence River (intake of the Charles-DesBaillets WTP). The former is characterized by a high organic content (TOC  $\approx$  6 mg C/L) and varying turbidity (10 to >35 NTU), and is impacted by wastewater effluents and combined sewer overflows, as indicated by the rather high fecal coliform concentrations. The Charles-DesBaillets water treatment plant (WTP) (Montreal, QC) draws its water from the St. Lawrence River and is considered a high-quality surface waters with low turbidity (<1.5 NTU) and TOC (<2.4 mg C/L). Detailed water quality is described in Chevretils et al. (Chevretils et al. 2006). Five water samples were collected at each site from October 2005 to February 2006. Samples were collected, shipped on ice, maintained at 4°C upon reception and analyzed within 24 h.

The protocol used in this study is a modified version of the one proposed by Parker and Darby (Parker et al. 1995) for wastewater. The protocol results in three fractions of water containing: i) **non-dispersed spores**: water samples are irradiated without any pre-treatment, after which the samples are blended to disperse the naturally occurring particles or aggregates prior to enumeration; ii) **dispersed spores** : samples are blended prior to irradiation to evaluate the impact of spore aggregation and/or embedment in particles; and iii) **filtered spores**: samples are filtered through 8  $\mu$ m pore membranes, after which the filtered samples are irradiated and then blended to disperse spores prior to enumeration. All irradiated samples contained the chemical dispersion mix.

#### 3.3.2 Dispersion of particulate matter

A dispersion protocol was first developed to induce particle breakdown and dispersion of aggregated microorganisms. The final selected procedure resulted from two sets of trials conducted using various surfactant solutions and different blending intensity and

duration. The surfactant solutions tested were the Camper's solution, which was first proposed for the extraction of *E. coli* bacteria from granular activated carbon (GAC) (Camper et al. 1985), or variations of the later solution. Camper's solution is a mix of  $10^{-6}$  M of Zwittergent 3-12, Tris-Buffer (0.01 M), EGTA ( $10^{-3}$  M) and 0.1% peptone. Additional variations included: (i) the Camper solution but with a higher level of Zwittergent (10 mg/L), (ii) only Zwittergent 3-12 at 10 mg/L and (iii) only Zwittergent 3-12 at 100 mg/L. The optimal chemical blend was selected as the one maximizing aerobic spore counts for the same blending condition. Then the optimal blending conditions were determined by testing the combinations of four blending speeds (8 000, 15 400, 18 700 and 21 000 rpm) and four durations (2, 3, 4 and 5 minutes). Blending was performed using a Waring laboratory blender Model 7012 (Waring, Torrington, CT, USA). This experimental design was replicated six times over a two-month period in order to capture water quality variability.

Once optimal conditions were identified, dispersion was thereafter achieved by adding 100 mg/L Zwittergent 3-12 and blending for 4 minutes at 8,000 rpm. Two-minutes rest intervals followed each minute of blending to minimize any increase in water temperature and the presence of foaming.

### 3.3.3 Sample Filtration

To remove particles by filtration, samples were filtered under vacuum on 8  $\mu$ m pore size nitrocellulose filters (Millipore, SCWPO4700). A maximum of 100 mL were filtered in order to limit cake filtration and prevent the rupture of the filter. Filtration was performed immediately before UV exposure and before particulate analysis to minimize post-filtration aggregation of particulate matter in the filtrate.

### 3.3.4 Particle size distribution analysis

Particle size distribution (PSD) analysis was carried out with a Brightwell Dynamic Particle Analyser (DPA) (Brightwell Technologies, Ottawa, Ontario) based on direct magnified photographic image analysis. A volume of 2 mL was analyzed for each

sample, which resulted in a minimum of six thousand total counted particles, up to more than a hundred thousand particle counts. The detection limit of this apparatus is 1  $\mu\text{m}$ .

### 3.3.5 Fluence measurements and UV treatment

The UV collimated beam apparatus was equipped with two low pressure ultraviolet lamps emitting at 254 nm (Trojan London, Ontario, Canada). The fluence rate applied in the reactors was adjusted prior to the calculation of the necessary irradiation time for a given fluence, in agreement with the standard method proposed by Bolton and Linden ((Bolton et al. 2003)) and as described in detail by Chevrefils et al. (Chevrefils et al. 2006). UV absorbance was measured with the use of integrating sphere spectrophotometry (Variant, Cary 100, Victoria, Australia). Samples of 50 mL were irradiated in Petri dishes (9 cm dia). Three different irradiation sequences were applied to water samples: blending at 8 000 rpm before UV exposure, blending at 8 000 rpm after UV exposure, and 8  $\mu\text{m}$  filtration before exposure followed by blending at 8 000 rpm. Blended and unblended samples were irradiated with fluences of 0, 20, 40 and 60  $\text{mJ}/\text{cm}^2$ . (voir exemple de calculs aux Annexes B et C)

### 3.3.6 Enumeration of spores

Natural indigenous spores of aerobic spore-forming bacteria (ASFB) were enumerated using the method of Barbeau et al. (Barbeau et al. 1997). Results are expressed as colony forming units per specified volume. After UV exposure, the samples were filtered in triplicates.

### 3.3.7 Data analysis

Bacterial counts for dispersion protocols are presented in the form of a release ratio relative to the initial counts for a given control sample: blended with no chemicals for the determination of the best chemical mix, and not blended with addition of the chemical mix for the trials on the optimization of the blending conditions. The use of a

ratio allows the comparison of waters from experiments repeated over several sampling dates during which initial indigenous ASFB concentrations varied. Release ratios are calculated from each daily untreated control sample. Inactivation data are presented as the log function of  $N/N_0$ , where  $N$  corresponds to the concentration of aerobic spores per 100 mL after treatment, dispersion and UV exposure.  $N_0$  is the concentration of spores per 100 mL prior to UV exposures but after having been mixed with chemical solution (detergent) and dispersed by blending. For the 8  $\mu\text{m}$  filtered fraction, the ASFB in the filtrate after blending is used as  $N_0$ . Statistical analyses were performed using ANOVA Statistica version 7 for the ANOVA Dunnet, general linear model (GLM) and  $X^2$ . Differences are considered statistically significant for  $p$  values  $<0.05$ , unless stated otherwise.

### 3.4 Results and discussion

#### 3.4.1 Optimization of dispersion

The comparison of the efficacy of various dispersion procedures was completed using water from des Mille-Îles River because of the abundance of ASFB spores and particulate matter found in that source. Results for the selection of the chemical dispersant trials are displayed in Figure 3.1. The original Camper procedure of chemical addition combined with blending yielded average ASFB spore counts slightly higher (by a factor 1.5) than those observed in non dispersed controls. Using an ANOVA, a significant increase of the ASFB spore release ratio of about 3 was confirmed using the higher concentration of Zwittergent 3-12 solution (100 mg/L) while differences between the other treatments were not found to be significant. Some of the ingredients of the Camper mix, particularly the peptone, affected the UV transmittance of the water sample which increased absorbance by nearly four folds. This interference and the lack of significant improvement in the release ratio led to the decision not to use these additional ingredients. The second step consisted of evaluating the impact of the duration and intensity of mechanical mixing. Various combinations of blending speeds and times were investigated using the optimal chemical mix (100 mg/L of Zwittergent 3-12). As shown on Figure 3.2, no obvious trends were observed as a function of the intensity and duration of the mechanical shear stress between 8 000 and 21 000 rpm. According to an ANOVA analysis, the only significant increases in colony counts from the control were observed for the samples blended at 8 000 rpm for 4 and 5 minutes and at 21 000 rpm for 5 minutes. The fact that the maximum observed release ratio is 1.4 suggests that few spore aggregates and/or embedded spores were broken into free spores, either because they did not exhibit a high level of aggregation with other spores in their natural environment, or because the dispersion protocol was not efficient in dispersing them. These results are in accordance with those reported by Parker and Darby (1995), who report maximum coliform release from wastewater samples with the application of blending at a speed of 19 000 rpm combined with the

addition of the Camper mix (Parker et al. 1995). Ormeci & Linden (2005) also concluded that increases of the mixing speed over 3 500 rpm or extending mixing time over 1 minute did not result in greater release of coliform bacteria and could even decrease counts from wastewater flocs and particles (Ormeci et al. 2005). The range of the increase in counts resulting from dispersion found by these authors is coherent with that observed in the present study for which the average increase ratio barely exceeded 1.4 fold for a blending speed of 8 000 rpm. Although the results are not consistent for all rotational speeds tested, a blending duration of 4 minutes at 8000 rpm was chosen for optimal physical dispersion because it gave the highest recorded release ratio. Choosing the lower rotational speed also minimized foaming and temperature changes.

#### 3.4.2 Particle breakdown

The effect of blending on particle size distribution (PSD) in water fractions was investigated using Microflow DPA. The effects of filtration and dispersion are presented in figures 3.3a and 3.3b showing the particle size distribution for each fraction and the two water types (Mille-Îles River & St. Lawrence River). Combined particles counts in major size classes over 5  $\mu\text{m}$  are plotted in Figure 3.4 to facilitate the comparison of levels in the two source waters. The majority of particles was smaller than 5  $\mu\text{m}$  (90% to 98%). Particles of such size even if very numerous are unlikely to shield organisms of the size of spores or oocysts. The cleaner source water contained less particles of all size range with an average total particle count of 51 886 particle/mL (<40  $\mu\text{m}$ ) as compared with a total average of 357 076 particles/mL for the Mille-Îles water. A statistical analysis was conducted on the data aggregated in 18 classes of counts of < 3  $\mu\text{m}$  to > 20  $\mu\text{m}$  by increments of 1  $\mu\text{m}$  for each sampling date. The distribution of aggregated PSD being non-parametric, a Chi-square analysis was used and revealed that blending and filtration resulted in significant differences in PSD.

Blending had a more pronounced impact on large particles in the St. Lawrence source with reductions over 85% for particles over 10  $\mu\text{m}$ . Filtration reduced the number of particles exceeding 8  $\mu\text{m}$  by 83-98% resulting in low concentrations of less than 72

particles/mL. Filtration also removed particles of less than 8  $\mu\text{m}$  most probably because of the decreased porosity of the cake formed on the filter as suspended material accumulated. On the other hand, even though the number of particles larger than 8  $\mu\text{m}$  was significantly lowered, the filtrate still contained particles of diameters above 8  $\mu\text{m}$ , possibly formed through post filtration orthokinetic aggregation (Gregory, 2006). These results are in agreement with previous studies that observed the effect of blending on PSD, and reporting that blending caused fragmentation of large particles of 10 to 40  $\mu\text{m}$  (Parker et al. 1995).

### 3.4.3 Effect of blending

According to Ormeci and Linden (2005), two phenomena occur simultaneously during physical extraction: detachment as the result of shear stress increasing the counts and disturbance of bacteria reducing viable counts (Ormeci et al. 2005). Of primary importance is the verification of the impact of the extraction procedure on the susceptibility of the test organism to UV. A suspension of *Bacillus subtilis* spores (ATCC 6633) was submitted to the dispersion procedure. Results plotted on Figure 3.5 show the absence of significant differences between counts of blended and non-blended samples whether or not exposed to UV light at a fluence of 20  $\text{mJ}/\text{cm}^2$ . These results show that the dispersion protocol used did not impact spore survival, nor did it reduce the resistance of spores to UV radiation. No spores survived at higher fluences confirming previous observations that *B. subtilis* (ATCC 6633) is less resistant to UV light than indigenous spores in natural water samples or even spores from the same strain submitted to changes in culture conditions (Mamane-Gravetz et al. 2004b; Severin et al. 1983; Nicholson et al. 1999). A 2 log inactivation was observed at a fluence of 20  $\text{mJ}/\text{cm}^2$ , whereas indigenous spores required much higher fluences for 2 log inactivations (Figures 3.6a and 3.6b). The resistance of these spores to UV radiation was not only lower than indigenous spores are, they were also more susceptible to UV light than other ATCC 6633 *B. subtilis* spores reported in literature (voir Annexe A). Differences could result from factors such as different sporulating conditions, age of the spore culture, storage conditions.

#### 3.4.4 Impact of particles on UV inactivation

Figures 3.6a and 3.6b present the results of UV inactivation results for the three water fractions combined for all sampling dates. The inactivation kinetic curves are described by linear models that follow the Chick-Watson law. Results reveal significant differences between the inactivation rates of the raw ( $0.018 \text{ log.cm}^2/\text{mJ}$ ), dispersed ( $0.026 \text{ log.cm}^2/\text{mJ}$ ) and filtered ( $0.033 \text{ log.cm}^2/\text{mJ}$ ) samples of the Mille-Îles River water. Figures 3.4 reveal the extent of the reduction in the number of particles of all sizes following blending or filtration and a significant decrease of the number of particles greater than  $5 \text{ }\mu\text{m}$ . The shift brought by blending (loss of 46-52% of particles  $> 10 \text{ }\mu\text{m}$ ) causes an increase in the rate of inactivation that translates into a significant decrease of the required fluence for a given log inactivation level. The ordinates  $x=0$  are not significantly different from zero.

Differences between treatments were not significant for the St. Lawrence water and inactivation rates varied from  $-0.034$  to  $-0.039 \text{ log.cm}^2/\text{mJ}$ . Although not significantly different, the inactivation rate for the filtered fraction was 15% higher ( $0.039 \text{ log/mJ/cm}^2$ ). Several factors can be considered to explain the limited impact of particles in this water: (1) the lower number of particles: particle concentrations are much lower in St. Lawrence source than in the Mille-Îles River especially particles over  $5 \text{ }\mu\text{m}$  (21% of the counts for the Mille-Îles source); (2) the lower number of spores of SASFB: levels of indigenous ASFB spore in the St. Lawrence River water are almost ten times lower than in the Mille-Îles River. The lower numbers of spores limit the maximum fluence before reaching the detection limit to about  $50 \text{ mJ/cm}^2$ , as opposed to  $135 \text{ mJ/cm}^2$  for the des Mille-Îles River. It is possible that small differences in inactivation or even tailing could occur at higher fluences; (3) the smaller proportion of SASFB associated with particles: Chevretils et al. (2006) (voir article - annexe E) evaluated the level of association of the spore population in the test waters through the estimation of the parameter  $m$  from a parallel Chick-Watson model. They report values between nil for the St. Lawrence River to an average of 3% with maximum values of 9% for the Mille-Îles River. These values are lower than the 3-24% in particles (mean diameter 11-



80  $\mu\text{m}$ ) reported for *Enterobacteriae* in wastewater by Emerick et al. (Emerick et al. 1999). As the Mille-Îles River is impacted by sewage outflows and CSO discharges, it is possible that the higher level of association is the direct result of the influence of wastewater.

Figure 3.7 shows the correlation of the number of particles with a diameter greater than 8  $\mu\text{m}$  in the Mille-Îles water against the fluence estimated for 2-log inactivation by the kinetic model described by Chevrefils *et al.* (2006). The 8  $\mu\text{m}$  diameter was chosen in accordance with reports that the threshold particle size beyond which bacteria could benefit of some level of protection ranges between 7 and 10  $\mu\text{m}$  (Qualls et al. 1983; Jolis et al. 2001; Emerick et al. 1999, Cairns et al. 1993) and taking into account the size of spores and oocysts of *Cryptosporidium*. A statistically significant correlation is observed. The value of correlation coefficient ( $r^2 = 0,63$ ) reflects the innate variability of the resistance of indigenous spores and also suggests that PSD is probably not the only factor influencing the kinetics of inactivation. The same analysis was performed for the required fluence for 1 log inactivation. Results indicated that there is no correlation between the two parameters (data not shown). Most fluence values for 1 log inactivation are between 20 and 40  $\text{mJ}/\text{cm}^2$ , independently of the concentration of particles over 8  $\mu\text{m}$ . As more than 91% of the spores are not associated with particles, the lack of correlation is consistent with the inactivation of the suspended portion of the spores in this source. These results are also consistent with others suggesting that non particle-associated coliform bacteria dominate the population in wastewater and can be readily inactivated by UV even in the presence of particles (Ridgway et al. 1982; Ormecci et al. 2002). Reaching a second or third log of inactivation most likely includes reducing a significant proportion of spores associated to particles, thus making the inactivation kinetic more dependent on the concentration of particles large enough to harbor ASFB bacteria.

In this experiment, indigenous ASFB spores were used as surrogates for *Cryptosporidium* given their similarity in size and their abundance. The observed

effects of particles on the inactivation of SASFB cannot be directly transferred to the prediction of UV inactivation of *Cryptosporidium*. Two major factors must be taken into consideration when attempting to relate this study to the inactivation of *Cryptosporidium*:

(1) The level of association of the organisms with the particulate matter and the likelihood of this association. This information appears critical to the evaluation of the potential health risks associated with shielding by particles in unfiltered water. The level of association probably varies from one source water to another and from one micro-organism to another, but unfiltered protected sources are certainly less prone to significant colonization of particles. Available results on the attachment of *Cryptosporidium* oocysts are contradictory. After mixing with secondary effluents of sewage water for 24h, 70% of oocysts were found to be associated to particles (Medema et al. 1998), whereas another study investigating association of oocysts with soil particles concluded that attachment was limited because of charge. The shielding potential of coagulant flocs could be significant because of the nature of the chemical particles and the fact that microorganisms are adsorbed, swept and imbedded into these flocs during coagulation. (2) Spores of ASFB are more resistant to UV making the investigation of a subtle but significant shielding effect possible. However, considering that a more than 3-log inactivation of *Cryptosporidium* would be achieved for a 1-log inactivation of indigenous spores, it appears that existing safety factors in fluence prescriptions may be sufficient to compensate for the impact of particles in most high quality source waters.

### 3.5 Conclusions

Based on our findings, these conclusions can be inferred:

- A combination of low speed mechanical blending (8 000 rpm for 4 minutes) and chemical dispersion (addition of 100 mg/L of Zwittergent 3-12) was efficient to release spores of ASFB from particles or aggregates in two surface waters. Increasing blending speed did not improve the release of particle-associated spores.

- Blending and filtration significantly decreased the number of natural particles of all size ranges over 5  $\mu\text{m}$  found in two surface waters.
- The proposed dispersion protocol did not have an effect on the survival of spores of *B. subtilis* ATCC 6633 and their susceptibility UV at 254 nm. This influence was not significant in the case of the second source water of higher quality.
- Particulate matter and aggregates significantly lowered the fluence based inactivation rate of indigenous spores of ASFB in the source water with elevated particle content and significant colonization of particles.
- When the desired inactivation of indigenous spores of ASFB level exceeds 1 log, the necessary fluence is significantly correlated to the concentration of particles with a diameter higher than 8  $\mu\text{m}$ . The results can be extended to the inactivation of *Cryptosporidium* inside natural particles with caution. The extent of the protection of *Cryptosporidium* oocysts will depend on: (i) the number of large particles in the source; (ii) the level of aggregation and/or association of the oocysts with the particulate matter and (iii) the desired level of inactivation targeted. These variables are probably source-water dependent and future work should address the characterization of the natural state of *Cryptosporidium* for various types of waters and investigate the possible link between these parameters and the observed inactivation kinetics.

### 3.6 Acknowledgements

The authors would like to acknowledge the scientific contributions of Jacinthe Mailly at the NSERC Chair on Drinking water and that of Dr. Bernard Clément, professor at École Polytechnique de Montreal, for their support in laboratory work and statistical analyses. They would also like to thank the staff of the Régie Intermunicipale Des Moulins municipal WTP and the Charles-DesBaillets WTP in Montreal, who provided the water samples. The project was funded by the NSERC Industrial Chair on Drinking

Water and the Canadian Water Network. Chair partners included the City of Montreal, Ville Laval, John Meunier Inc. and NSERC.

### 3.7 Figures

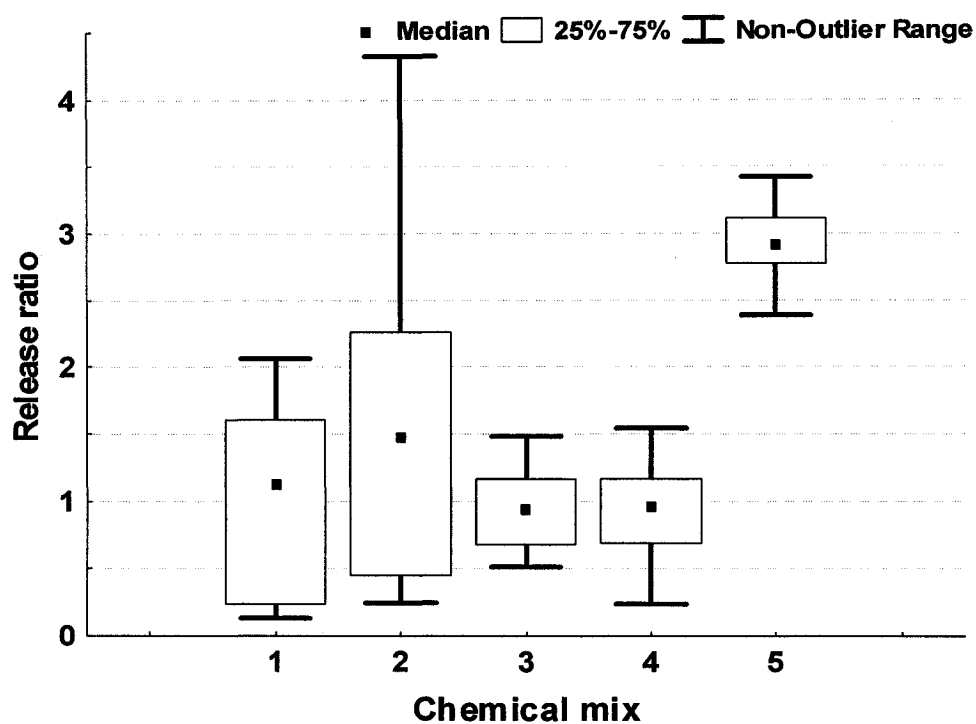


Figure 3.1: Release ratio of spores of aerobic spore-forming bacteria for different dispersion treatments: (1) water plus Camper mix not blended, (2) water plus Camper mix blended, (3) water plus Camper's mix blended with 10 mg/L of Zwittergent 3-12, (4) water blended with 10 mg/L of Zwittergent 3-12 and (5) water blended with 100 mg/L of Zwittergent 3-12. Results are aggregated from four sampling campaigns.

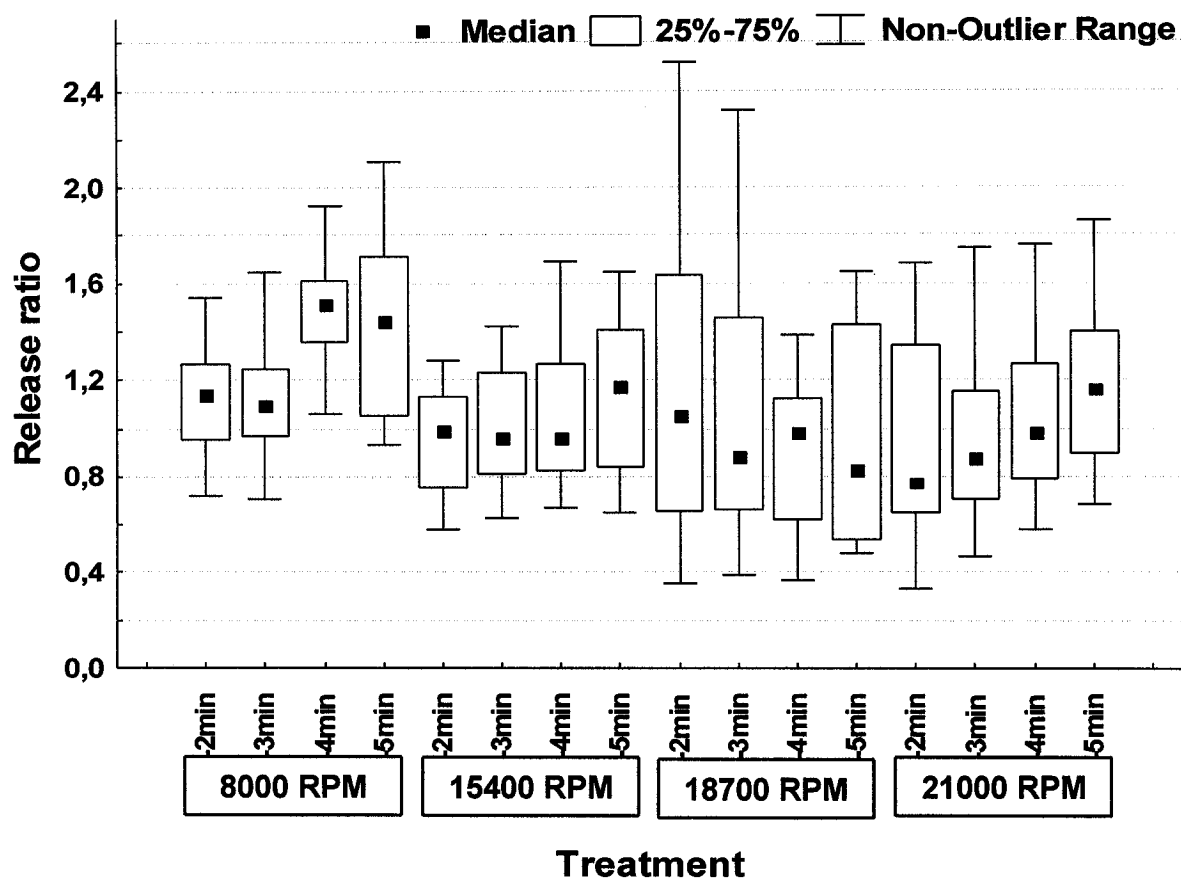


Figure 3.2: Release ratio of spores of aerobic spore-forming bacteria for different blending treatments. Four speeds were tested: 8000 rpm, 15 400 rpm, 18 400 rpm and 21 000 rpm for 2, 3, 4 and 5 minutes. Results represent four replicate sampling campaigns.

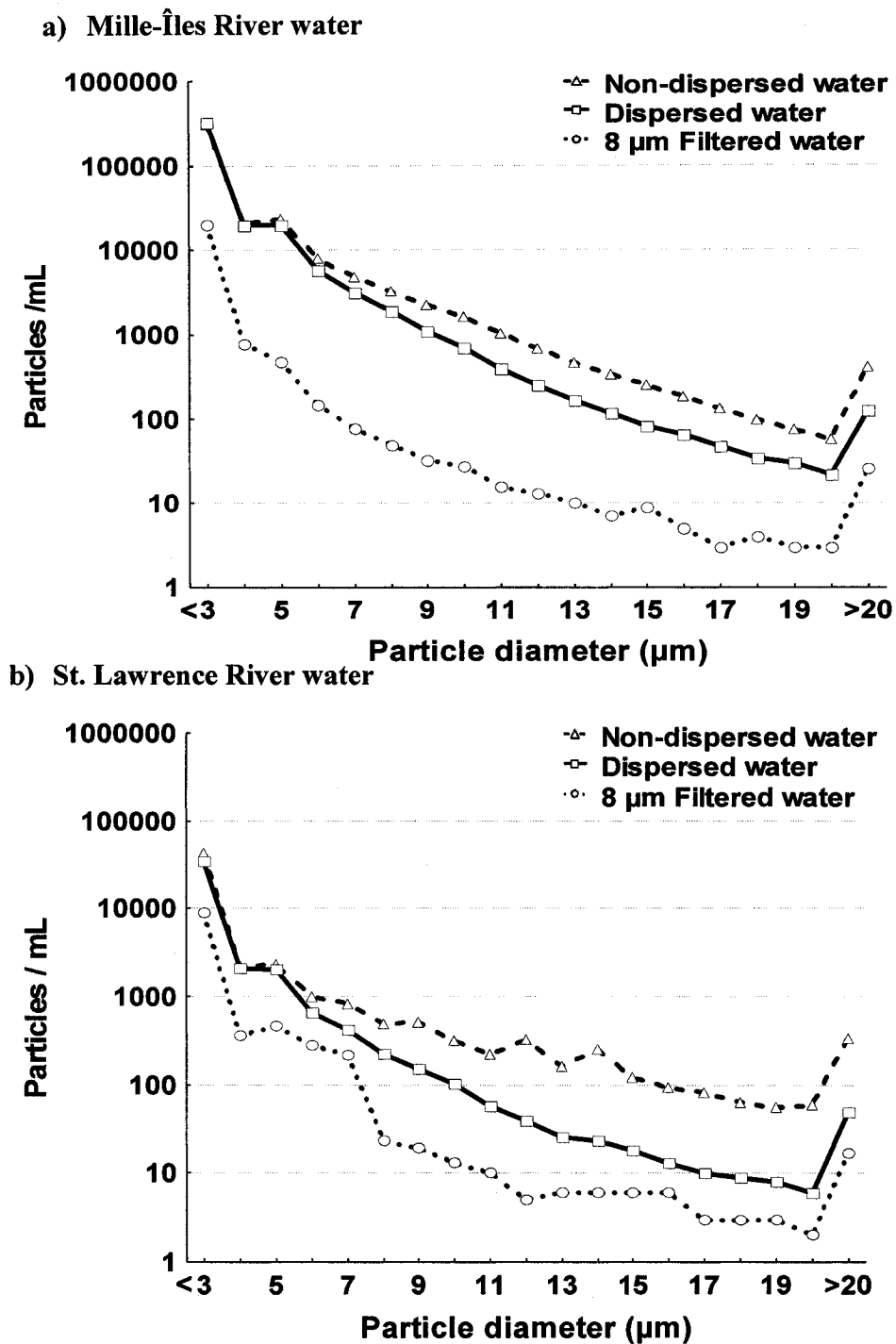


Figure 3.3: Distribution of particle size in: (1) untreated raw water, (2) blended water at a speed of 8 000 rpm with 100 mg/L of zwittergent 3-12, and (3) filtered on 8  $\mu\text{m}$ . Graph a) shows averaged data for 5 sampling dates of Des Mille Îles River; graph b) shows averaged data for 5 sampling dates of St-Laurence River.

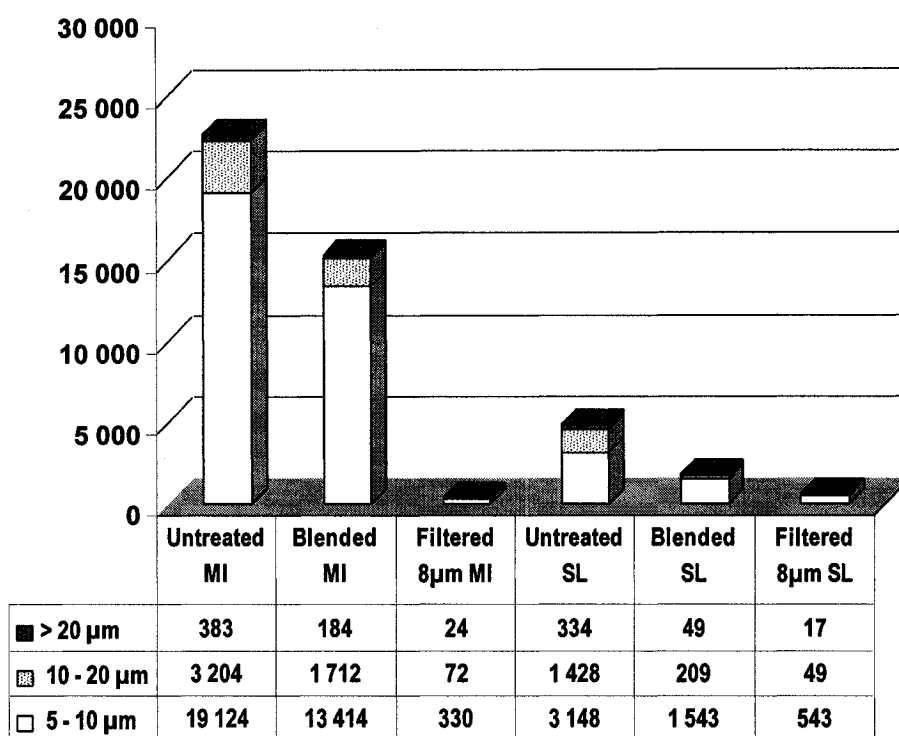


Figure 3.4: Number of particles measured by DPA in: (1) untreated raw water, (2) blended water at a speed of 8 000 rpm with 100 mg/L of Zwittergent 3-12, and (3) filtered on 8 µm. MI - Mille Îles water, SL – St. Lawrence water. Data represents average values from five sampling dates.



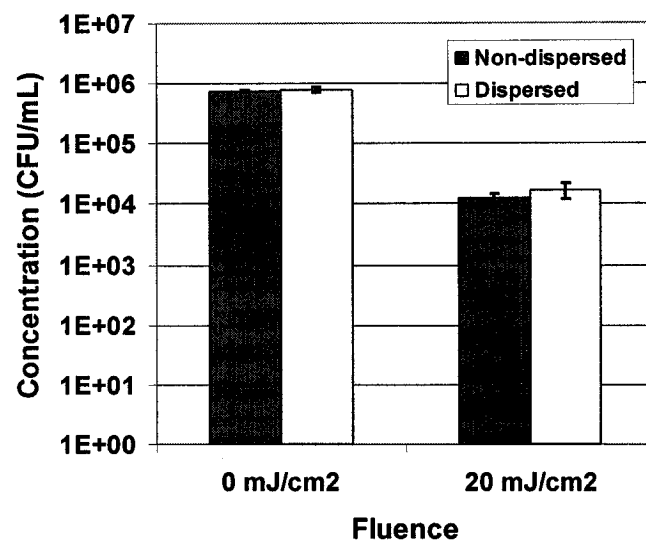
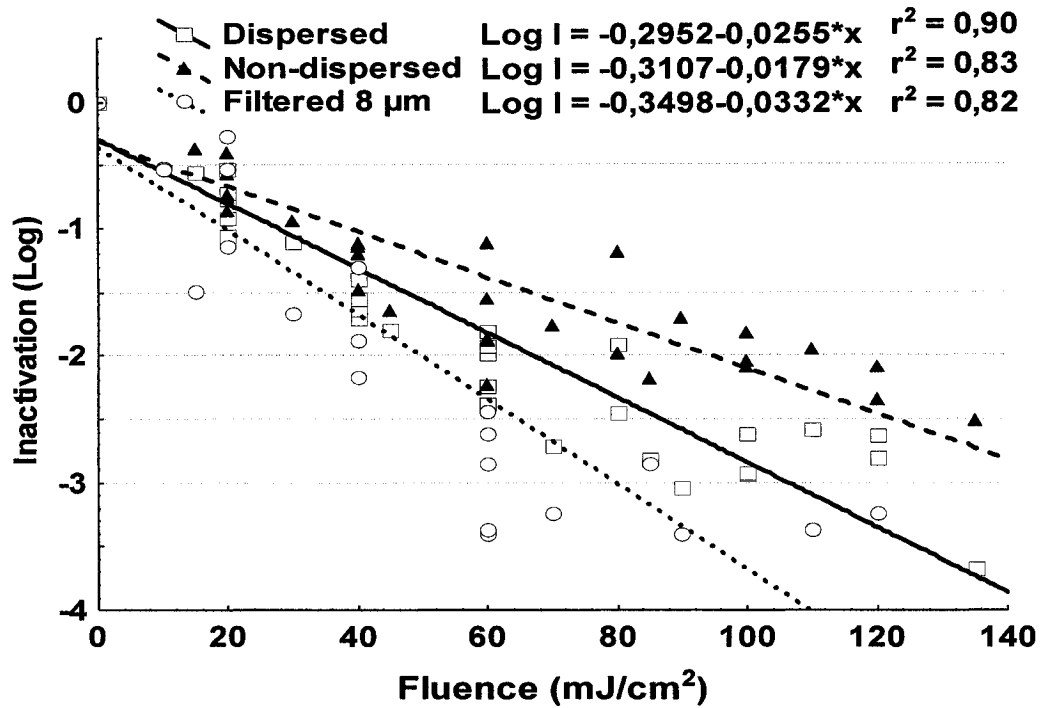


Figure 3.5: Effect of dispersion protocol on (i) ASFB spore survival and (ii) their sensitivity to UV light (254 nm) at a dose of 20 mJ/cm<sup>2</sup>. Error bars represent standard deviation.

## a) Mille-Îles River



## b) St. Lawrence River

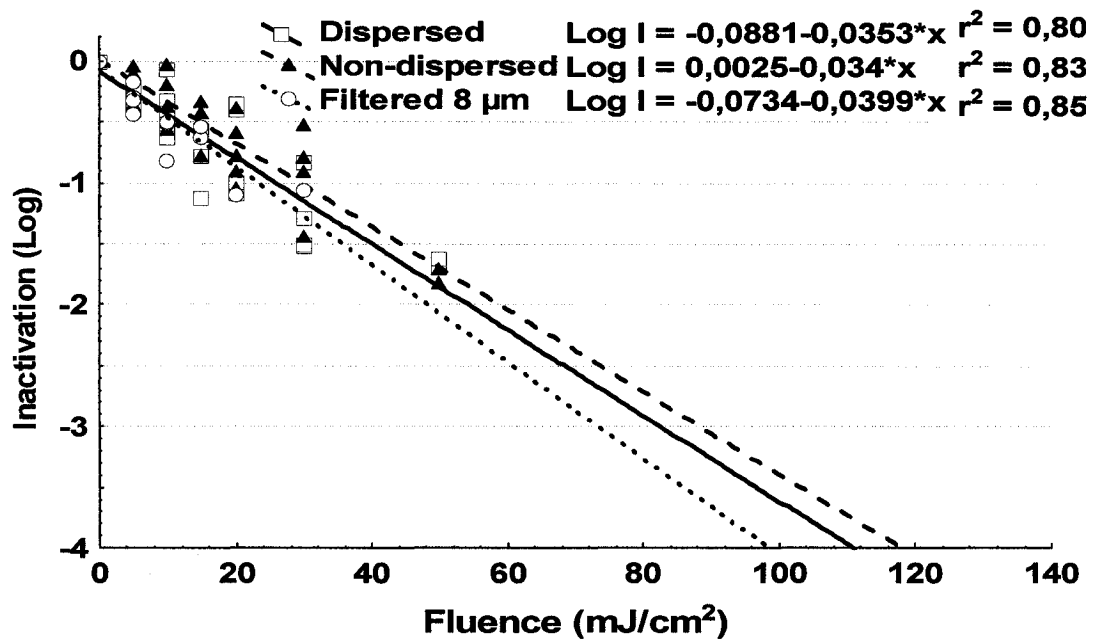


Figure 3.6: ASFB spores inactivation curves for water from (a) the Mille-Îles River and (b) the St. Lawrence River. Data from 5 sampling dates were aggregated by treatment.

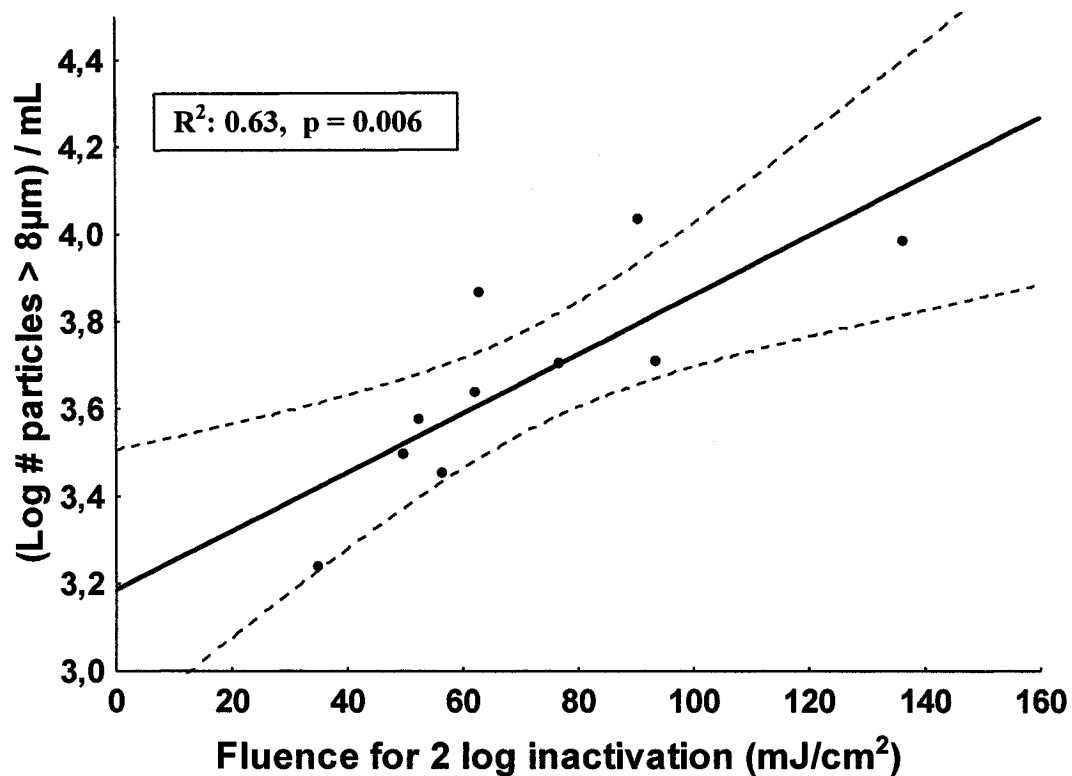


Figure 3.7: Linear regression between the log value of the concentration of particles over 8 µm in diameter, and the required fluence (mJ/cm²) to achieve 2 log of inactivation of ASFB spores in the Mille-Îles River water. Dotted lines are 95% confidence intervals.

### 3.8 References

Barbeau, B., Boulos, L., Desjardins, R., Coallier, J., Prévost, M., and Duchesne, D. (1997) A modified method for the enumeration of aerobic spore-forming bacteria. *Canadian Journal of Microbiology* **43** 976-980.

Batch, L.F., Schulz, C.R., and Linden, K.G. (2004) Evaluating water quality effects on UV disinfection of MS2 coliphage. *Journal of the American Water Works Association* **96** (7), 75-87.

Bolton, J.R. and Linden, K.G. (2003) Standardization of methods for fluence (UV Dose) determination in bench-scale UV experiments. *Journal of Environmental Engineering* **129** (3), 209-215.

Cairns, W. L., Sakamoto, G., Comair, C. B., and Gehr, R. Assessing UV disinfection of a physico-chemical effluent by medium pressure lamps using a collimated beam and pilot plant. 1993. Whippany, NJ, USA, Water Environment Federation Specialty Conference: Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems.

Camper, A.K., LeChevallier, M.W., Broadaway, S.C., and McFeters, G.A. (1985) Evaluation of procedures to desorb bacteria from granular activated carbon. *Journal of Microbiological Methods* **3** (3-4), 187-198.

Chang, J.C.H., Ossoff, S.F., Lobe, D.C., Dorfman, M.H., Dumais, C.M., Qualls, R.G., and Johnson, J.D. (1985) UV inactivation of pathogenic and indicator microorganisms. *Applied and Environmental Microbiology* **49** (6), 1361-1365.

Chevrefils, G., Caron, É., Barbeau, B., Payment, P., and Prévost, M. (2006) Blending and filtration effects on UV kinetics of indigenous spores. *Journal of the American Water Works Association*.

Christensen, J. and Linden, K.G. (2003) How particles affect UV light in the UV disinfection of unfiltered drinking water. *Journal of the American Water Works Association* **95** (4), 179-189.

Clancy, J.L., Hargy, T.M., Marshall, M.M., and Dyksen, J.E. (1998) UV light inactivation of *Cryptosporidium* oocysts. *Journal of the American Water Works Association* **90** (9), 92-102.

Craik, S. A. and Uvbiama, R. D. Effects of aggregation on UV inactivation of microorganisms in filtered drinking water. 2005. Quebec city, Quebec, Canada, American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

Craik, S.A., Weldon, D., Finch, G.R., Bolton, J.R., and Belosevic, M. (2001) Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts using medium- and low-pressure ultraviolet radiation. *Water Research* **35** (6), 1387-1398.

Emerick, R. W. and Darby, J. L. Ultraviolet light disinfection of secondary effluents: predicting performance based on water quality parameters. 1993. Whippany, New Jersey, USA, Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems. Specialty Conference Series.

Emerick, R.W., Loge, F.J., Ginn, T., and Darby, J.L. (2000) Modeling the inactivation of particle-associated coliform bacteria. *Water Environmental Research* **72** (4), 432-438.

Emerick, R.W., Loge, F.J., Thompson, D., and Darby, J.L. (1999) Factors influencing ultraviolet disinfection performance. Part II: Association of coliform bacteria with wastewater particles. *Water Environment Research* **71** (6), 1178-1187.

Gregory, J. Particles in water. Properties and processes. 2006. Boca Ranton, Florida, USA, Taylor and Francis Group.

Jolis, D., Lam, C., and Pitt, P. (2001) Particle effects on ultraviolet disinfection of coliform bacteria in recycled water. *Water Environmental Research* **73** (2), 233-236.

Loge, F.J., Bourgeois, K., Emerick, R.W., and Darby, J.L. (2001) Variations in wastewater quality parameters influencing UV disinfection performance: relative impact of filtration. *Journal of Environmental Engineering* **127** (9), 832-836.

Loge, F.J., Emerick, R.W., Thompson, D.E., Nelson, D.C., and Darby, J.L. (1999) Factors influencing ultraviolet disinfection performance Part I: Light penetration to

wastewater particles. *Water Environment Research* **71** (3), 377-381.

Mamane-Gravetz, H. and Linden, K. G. Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. 2004. San Antonio, Texas, USA, American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

Mamane-Gravetz, H. and Linden, K.G. (2004b) UV disinfection of indigenous aerobic spores: implications for UV reactor validation in unfiltered waters. *Water Research* **38** (12), 2898-2906.

Mamane-Gravetz, H. and Linden, K.G. (2005) Relationship between physiochemical properties, aggregation and u.v. inactivation of isolated indigenous spores in water. *Journal of Applied Microbiology* **98** (2), 351-363.

Mamane-Gravetz, H., Linden, K.G., Cabaj, A., and Sommer, R. (2005) Spectral sensitivity of *Bacillus subtilis* spores and MS2 coliphage for validation testing of ultraviolet reactors for water disinfection. *Environmental Science and Technology* **39** (20), 7845-7852.

Mamane, H. and Linden, K.G. (2006a) Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. I: Evaluation of spore-clay aggregates and suspended spores. *Journal of Environmental Engineering* **132** (6), 596-606.

Mamane, H. and Linden, K.G. (2006b) Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. II: Proper absorbance measurement for UV fluence. *Journal of Environmental Engineering* **132** (6), 607-615.

Medema, G.J., Schets, F.M., Teunis, P.F.M., and Havelaar, A.H. (1998) Sedimentation of free and attached *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in water. *Applied and Environmental Microbiology* **64** (11), 4460-4466.

Mofidi, A.A., Baribeau, H., Rochelle, P.A., De Leon, R., Coffey, B.M., and Green, J.F. (2001) Disinfection of *Cryptosporidium parvum* with polychromatic UV light. *Journal of the American Water Works Association* **93** (6), 95-109.

Nicholson, W.L. and Law, J.F. (1999) Method for purification of bacterial endospores from soils: UV resistance of natural Sonoran desert soil populations of *Bacillus* spp.

with reference to *B. subtilis* strain 168. *Journal of Microbiol Methods* **35** (1), 13-21.

Ormeci, B. and Linden, K.G. (2002) Comparison of UV and chlorine inactivation of particle and non-particle associated coliform. *Water Science and Technology: Water Supply* **2** (5-6), 403-410.

Ormeci, B. and Linden, K.G. (2005) Comparison of physical and chemical methods for extraction of coliform from wastewater particles and flocs. *Journal of Environmental Engineering and Science* **22** (4), 459-471.

Parker, J.A. and Darby, J.L. (1995) Particle-associated coliform in secondary effluents: shielding from ultraviolet light disinfection. *Water Environmental Research* **67** (7), 1065-1075.

Passantino, L., Malley Jr., J., Knudson, M., Ward, R., and Kim, J. (2004) Effect of low turbidity and algae on UV disinfection performance. *Journal of the American Water Works Association* **96** (6), 128-137.

Passantino, L. and Malley Jr., J. P. Impacts of turbidity and algal content of unfiltered drinking water supplies on the ultraviolet disinfection process. 2001. Washington, DC, USA, American Water Works Association-Annual Conference.

Qualls, R.G., Flynn, M.P., and Johnson, J.D. (1983) The role of suspended particles in ultraviolet disinfection. *Journal of the Water Pollution Control Federation* **55** (10), 1280-1285.

Qualls, R.G., Ossoff, S.F., Chang, J.C.H., Dorfman, M.H., Dumais, C.M., Lobe, D.C., and Johnson, J.D. (1985) Factors controlling sensitivity in ultraviolet disinfection of secondary effluents. *Journal Water Pollution Control Federation* **57** (10), 1006-1011.

Ridgway, H.F. and Olson, B.H. (1982) Chlorine resistance patterns of bacteria from two drinking water distribution systems. *Applied and Environmental Microbiology* **44** 972-987.

Scheible, O.K. (1987) Development of a rationally based design protocol for the ultraviolet light disinfection process. *Journal WPCF* **59** (1), 25-31.

Severin, B.F., Suidan, M.T., and Engelbrecht, R.S. (1983) Kinetic Modeling of U.V. Disinfection of Water. *Water Research* **17** (11), 1669-1678.

Shin, G.-A., Linden, K.G., Arrowood, M.J., and Sobsey, M.D. (2001) Low-pressure UV inactivation and DNA repair potential of *Cryptosporidium parvum* oocysts. *Applied and Environmental Microbiology* **67** (7), 3029-3032.

Sommer, R., Cabaj, A., Sandu, T., and Lhotsky, M. (1999) Measurement of UV radiation using suspensions of microorganisms. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* **53** (1-3), 1-6.

Sommer, R., Haider, T., Cabaj, A., Pribil, W., and Lhotsky, M. (1998) Time dose reciprocity in UV disinfection of water. *Water Science and Technology: Proceedings of the 1998 19th Biennial Conference of the International Association on Water Quality, Part 10 (of 10), Jun 21-26 1998* **38** (12), 145-150.

Templeton, M.R., Andrews, R.C., and Hofmann, R. (2005) Inactivation of particle-associated viral surrogates by ultraviolet light. *Water Research* **39** (15), 3487-500.

Wobma, P. C, Bellamy, W. D., Malley, J. P., and Reckhow, D. A. UV disinfection and disinfection by-products characteristics of unfiltered water. 2004. Denver, Colorado, USA, American Water Works Association Research Foundation and City of Winnipeg.

Zimmer, J.L., Slawson, R.M., and Huck, P.M. (2003) Inactivation and potential repair of *Cryptosporidium parvum* following low- and medium-pressure ultraviolet irradiation. *Water Research* **37** (14), 3517-3523.



## CHAPITRE 4: Discussion générale

Le but principal de cette recherche est de vérifier si la matière particulaire naturellement présente dans l'eau a la capacité de protéger des microorganismes indigènes de la désinfection aux rayons ultraviolets. Développer un protocole qui optimisait la dispersion était nécessaire préalablement au premier objectif pour parvenir à une réponse à cette interrogation. Évidemment le processus de dispersion n'est pas applicable dans un cas réel de désinfection, de l'eau naturelle ne sera jamais malaxée afin d'augmenter l'efficacité d'un procédé de désinfection. La pertinence de ce processus est uniquement d'investiguer si en fragmentant les particules, il devient possible d'observer une meilleure désinfection.

### 4.1 Dispersion des particules ou d'agrégats

Tel que présenté dans l'article (chapitre 3), différentes variantes de mélanges de dispersants chimiques ont été testées pour vérifier si un mélange est mieux adapté pour la dispersion de spores de bactéries sporulantes aérobies (BSA). Le mélange qui a été retenu est une concentration élevée du surfactant Zwittergent 3-12, soit près de 300 fois plus que la concentration proposée dans le mélange de Camper. De toutes les combinaisons de mélanges chimiques qui ont été testées, seul ce dernier a résulté en une augmentation significative des comptes de spores. Cette grande augmentation de la concentration de l'agent surfactant peut possiblement être nécessaire puisque les particules et les agrégats naturels sont possiblement moins fragiles que des grains de charbon activé auxquels des coliformes sont accrochés (Camper et al. 1985) ou encore que des flocs d'eaux usées, plus mous et poreux, tels qu'utilisés par Parker et Darby (1995). Le protocole de dispersion mécanique a donné lieu à des résultats relativement similaires à ceux présentés dans la littérature (Ormeci et al. 2005), c'est-à-dire que la vitesse de malaxage n'était pas déterminante pour disperser les bactéries, ou dans ce cas-ci des spores de BSA. Bien que les résultats dans la littérature ne soient pas très clairs quant à l'importance de la durée de malaxage, les résultats de nos essais ont

démontré une légère tendance voulant que la durée de malaxage ait un effet positif sur les comptes de spores. Finalement, une durée de malaxage de 4 minutes à 8 000 rpm a été retenue comme la procédure de dispersion physique pour maximiser le ratio d'augmentation (environ 1,4). Les comptes (UFC) de spores obtenus sont significativement supérieurs à ceux obtenus avec l'eau non dispersée. Une variation notable au niveau des ratios de relargage mérite d'être soulignée ; lors des essais pour déterminer le mélange optimal avec les eaux de la Rivière des Mille-Îles, le ratio maximal de relargage de spores était autour de 3. Lorsque cette procédure a été appliquée pour l'optimisation de la méthode physique de dispersion mécanique, en utilisant le même mélange chimique optimal préalablement déterminé, le ratio de relargage maximal observé n'a pas dépassé une valeur de 1,5. Cette différence pourrait être attribuable aux facteurs suivants : (1) le changement de malaxeur, car le premier qui fut utilisé était un malaxeur d'usage courant sans spécifications définies pour ce qui est des vitesses de rotation des lames. La différence des forces de cisaillement à l'intérieur du malaxeur pourrait donc être à l'origine des résultats divergents. (2) la plus faible colonisation des particules. Il est possible que les résultats maxima obtenus correspondent à une plus grande colonisation des particules qui soit de nature transitoire.

L'analyse particulaire effectuée avec un Brightwell Dynamic Particle Analyser (DPA)<sup>TM</sup> montre clairement l'effet du protocole de dispersion (voir figure 3.3a et 3.3b). On peut y voir que la dispersion a pour effet de faire diminuer la distribution de taille des particules. Cet effet correspond à ce qui était attendu, c'est-à-dire provoquer le fractionnement des particules supérieures à 8-10 µm. Une autre approche qui aurait pu être utilisée pour déterminer la meilleure méthode de dispersion aurait été d'utiliser la distribution particulaire, plutôt que le ratio de relargage de spores, comme indicateur de l'efficacité de dispersion. De cette façon, la fraction ayant obtenu la plus petite distribution particulaire, ou celle éliminant le mieux de particules de plus 8-10 µm, aurait pu être retenue pour faire les essais UVs. Malheureusement, lorsque le protocole de dispersion a été mis au point, l'appareil compteur de particules, le Brightwell DPA,

n'était pas en notre possession. Avec un peu de recul, il est possible qu'il eut été plus pertinent d'utiliser cette propriété comme indicateur plutôt que le ratio de relargage des spores. Enfin, les ratios de relargage observés sont en accord avec ceux observés dans d'autres types d'eau par divers auteurs. L'ampleur modeste des ratios de relargage peut être le résultat de plusieurs facteurs : (1) il y avait relativement peu d'agrégats de spores ou de spores dans des particules ; (2) les forces de cisaillement n'étaient pas assez fortes pour disperser les agrégats ; (3) le protocole utilisé diminuait la viabilité des spores libérées. Nos essais complémentaires montrent que le protocole utilisé n'influait pas la viabilité des spores. L'analyse des particules montre que, malgré une diminution significative du nombre de particules de plus de 5  $\mu\text{m}$ , il n'est pas possible d'affirmer que toutes les particules étaient fractionnées mais qu'une réduction significative se produisait.

#### 4.2 Complément d'information sur les essais de désinfection aux UV

Les essais de désinfection aux UV ont été effectués sur trois types d'eaux de qualité différente, l'eau du fleuve St-Laurent, qui constitue une source de bonne qualité microbiologique, l'eau de la rivière Des Mille-Îles, une eau de surface qui est sous influence de rejets de stations de traitement d'eaux usées et de surverses d'eaux d'égoûts. Ces dernières sont celles dont il fut question dans l'article qui figure au chapitre 3. La troisième eau qui a été soumise à des essais UV est l'eau usée de la Communauté Urbaine de Montréal (CUM) (tableau 4.1). Évidemment, cette dernière avait une charge organique et microbiologique plus élevée que les deux eaux précédentes. Son analyse n'a pas été discutée dans l'article du chapitre 3, puisque ce dernier concerne davantage l'eau potable que l'eau usée. De plus, seulement deux essais ont été complétés sur des eaux usées.

Les résultats regroupés de la modélisation linéaire de l'inactivation aux UV des eaux usées sont présentés à la figure 4.1 qui précise les performances d'inactivation pour chaque fraction d'eaux usées (brute, dispersée et filtrée). On peut y observer que les résultats obtenus avec des eaux usées sont plus variables que ceux obtenus avec les

deux autres sources. Pour la fraction d'eau brute, le coefficient de corrélation est relativement faible ( $R^2=0,686$ ) si on le compare aux deux autres fractions qui, comme avec les autres sources d'eau utilisées, sont décrites par un coefficient de corrélation  $R^2$  autour de 0,8.

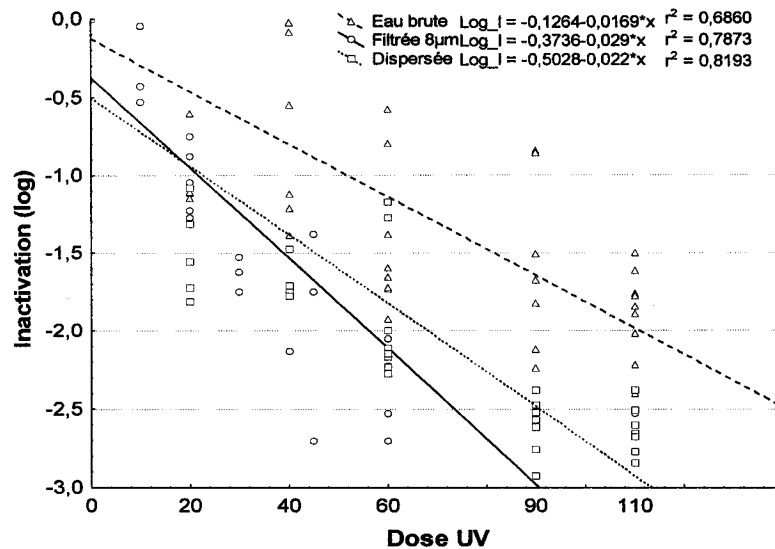


Figure 4. 1 : Droite d'inactivation pour les différentes fractions d'eaux usées de la Communauté Urbaine de Montréal (N= 2).

Malgré la grande variabilité des résultats, les différences entre les taux d'inactivation sont significatives pour les échantillons d'eau brute et d'eau dispersée. Ces faibles valeurs de coefficients de corrélation peuvent être expliquées par la variabilité de la source, la qualité de l'eau variant significativement d'une date d'échantillonnage à l'autre. Les mesures de COT, COD, transmittance, turbidité et concentration de particules étaient beaucoup plus élevées pour la campagne d'échantillonnage du 5 décembre (voir tableau 4.1). De plus, les ordonnées à l'origine sont significativement différentes de zéro ce qui suggère que ce modèle ne décrit pas adéquatement l'inactivation. Toutefois, on note que l'augmentation des taux d'inactivation par fluence évolue selon l'ordre qui a été observé avec les cinétiques de désinfection des autres types d'eaux (voir figure 3.5a et 3.5b), c'est-à-dire que l'eau brute présente la cinétique

d'inactivation de spores la plus faible, alors que la fraction filtrée sur 8  $\mu\text{m}$  a produit une cinétique d'inactivation plus rapide que les deux autres fractions. Ceci corrobore l'hypothèse d'un effet protecteur des particules pour les spores de BSA. La réduction du nombre de particules de diamètre supérieur à 8  $\mu\text{m}$ , ou le fractionnement de ces mêmes particules améliore les performances de désinfection aux UV.

Si les résultats d'inactivation sont considérés pour une seule date d'échantillonnage à la fois, la variabilité des résultats diminue considérablement, tel que montré à la Figure 4.2.

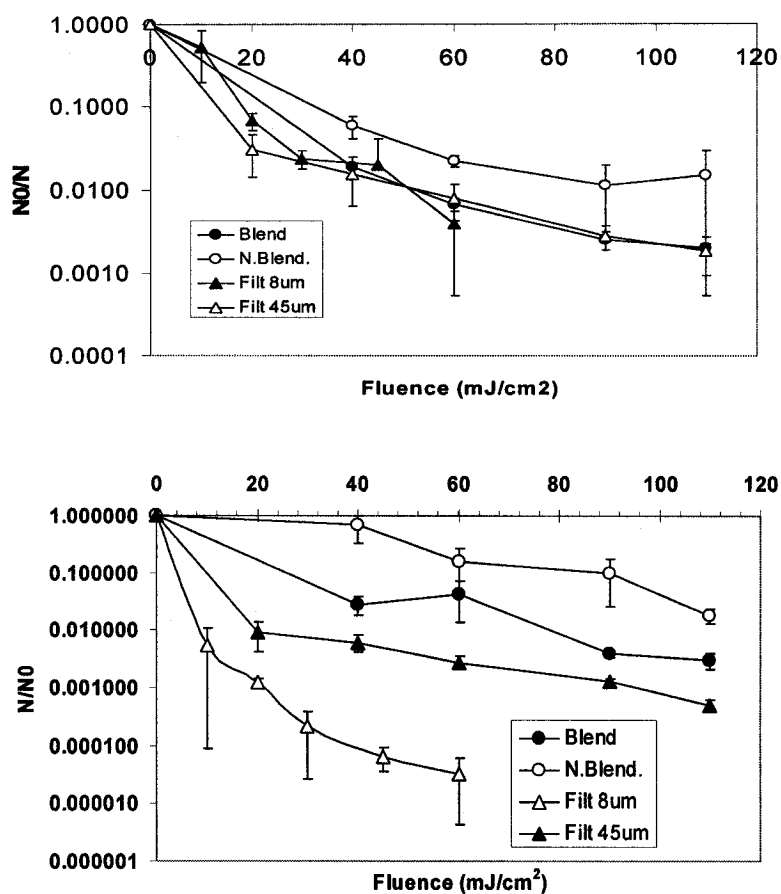


Figure 4. 2 : Inactivation des fractions d'eaux usées alimentant l'usine de la communauté urbaine de Montréal CUM (5 déc. 2005 –haut et 12 déc. 2005–bas)

Tableau 4.1: Propriétés physico-chimiques des eaux utilisées pour effectuer les essais d'inactivation.

Spores BSA		Turbidité	Transmittance	COT	COD	pH	Dureté	Alcalinité	Particules
UFC/100mL		UTN	254nm (%)	mg C/L	mg C/L		mg CaCO <sub>3</sub> /L	mg CaCO <sub>3</sub> /L	>1µm [ ] /ml
<b>Fleuve St-Laurent</b>									
22-11-2005	2,0E+02	1,47	89,4	2,34	2,31	7,8	120	85	32557
19-12-2005	8,0E+01	1,04	90,0	2,20	2,18	7,6	120	82	67084
13-01-2006	7,0E+01	0,75	94,4	2,33	2,33	7,8	120	85	65047
18-01-2006	4,6E+02	1,40	92,4	2,24	2,22	7,6	118	81	49801
20-01-2006	3,9E+02	1,31	87,9	2,19	2,17	7,8	120	84	59314
<b>Rivière des Mille-Iles</b>									
17-10-2005	2,3E+04	36,2	39,9	6,19	6,05	N/D	100	80	480723
18-10-2005	8,0E+03	16,7	52,7	6,08	6,05	N/D	94	88	284405
16-11-2005	5,1E+03	14,2	53,4	5,98	5,91	7,3	92	63	372647
24-01-2006	3,0E+03	11,1	53,8	5,95	5,82	7,0	64	46	243145
12-04-2006	3,7E+03	28,0	52,9	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D	441020
18-04-2006	1,8E+03	13,1	54,8	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D	283305
<b>Eaux usées de Montréal</b>									
29-11-2005	6,2E+04	43,0	49,4	13,1	6,45	7,3	248	161	606434
05-12-2005	2,5E+04	77,0	38,3	31,5	11,1	7,1	232	189	1 419 640

La figure 4.3 permet la comparaison des cinétiques d'inactivation pour chacune des eaux brutes qui ont été soumises à des essais UV. On remarque que la cinétique d'inactivation des spores contenues dans l'eau du Fleuve St-Laurent est nettement supérieure à celle des deux autres sources alors que peu de différences sont observées entre les cinétiques d'inactivation de l'eau brute provenant de la rivière des Mille-Îles et les eaux usées de la CUM.

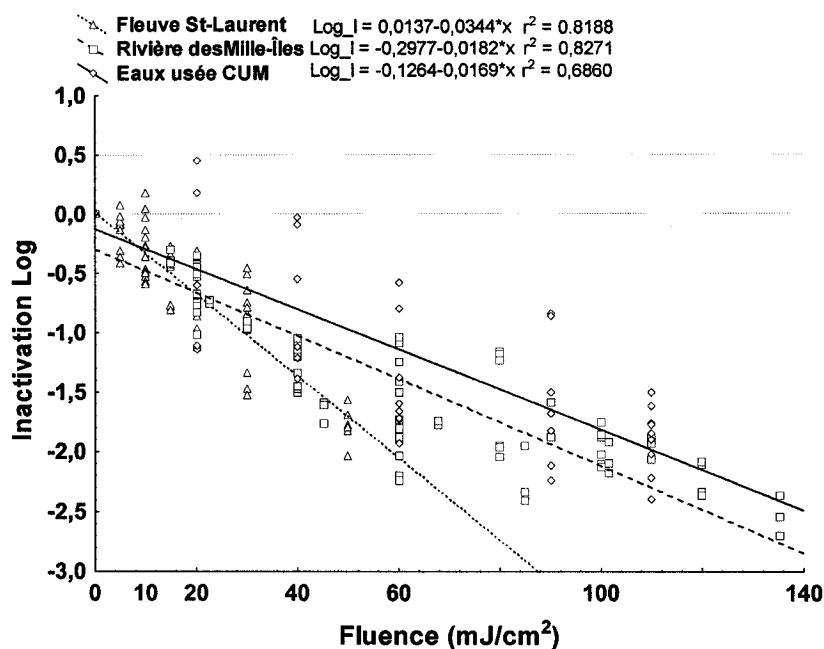


Figure 4. 3: Courbes d'inactivation moyenne pour les eaux brutes à l'étude : soit l'eau du fleuve St-Laurent (N=5), l'eau de la rivière Des Mille-Îles (N=5) et l'eau usée de la communauté urbaine de Montréal (N=2).

Il est plausible de supposer que les performances de désinfection supérieures observées pour l'eau du St-Laurent résultent du fait que cette eau est de bien meilleure qualité. D'abord sur le plan de la concentration des particules (voir tableau 4.1), la concentration des particules était toujours bien inférieure dans cette eau que dans les deux autres sources. La meilleure qualité de cette eau se manifeste également par les valeurs de COD, COT, de transmittance à 254nm, de turbidité, et même des concentrations de spores. Toutefois, en poursuivant l'analyse de la figure 4.3, on note

que les taux d'inactivation des eaux usées de la CUM et de la rivière Des Mille-Îles sont similaires malgré des différences au niveau des paramètres physico-chimiques précédemment énumérés. En appliquant le même raisonnement qu'avec l'eau du St-Laurent, on aurait pu s'attendre à ce que la courbe d'inactivation des spores de BSA présente une pente plus forte dans le cas de l'eau de la rivière Des Mille-Îles, que pour l'eau usée de la CUM, alors qu'il en est rien. Deux phénomènes peuvent être proposées pour expliquer l'absence de différences : (1) la variabilité des souches indigènes dans chaque type d'eau (Mamane-Gravetz et al. 2005a) ; (2) la nature des particules qui peut être très différente pour des eaux usées par rapport à celle retrouvées dans un cours d'eau tel que la rivière Des Mille-Îles.

Certains auteurs ont déjà montré que la sensibilité des spores de BSA face au chlore et au bioxyde de chlore peut varier d'une région géographique à l'autre (Barbeau et al. 2005). Il est possible que la composition des espèces formant les populations de spores varie d'une eau à l'autre. Il a également été montré que les conditions dans lesquelles la sporulation a lieu peuvent influencer la susceptibilité des spores face aux rayons UV (Nicholson et al. 1999). Or les conditions de sporulation peuvent être significativement différentes d'une source à l'autre, les unes provenant d'eaux d'égout et de ruissellement urbain, l'autre d'une source naturelle recevant des effluents traités et des surverses. La figure 4.4 illustre bien l'importance des variations de susceptibilité aux UV qui peuvent être observées entre des souches de spores de différentes origines. Il est également possible que la modélisation linéaire de cette inactivation ne soit pas la meilleure façon de caractériser la cinétique d'inactivation par radiation UV des spores contenues dans l'eau naturelle.



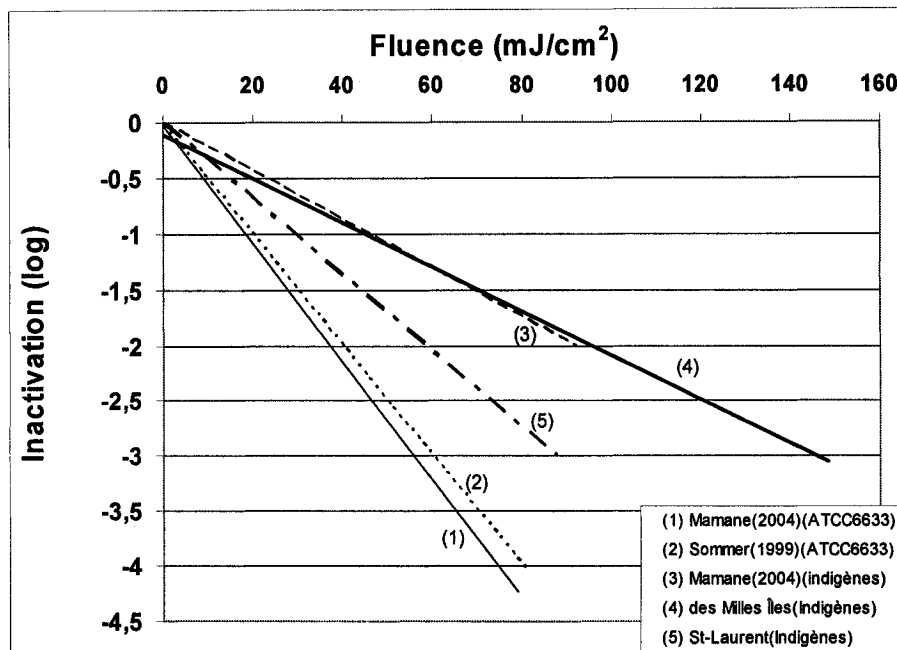


Figure 4. 4: Cinétiques d'inactivation de spores provenant de différentes sources ; deux sont des souches pures ATCC 6633 et trois des courbes représentent des souches environnementales non purifiées.

#### 4.3 Approches de modélisation

Dans le cadre de ce mémoire, une approche globale de modélisation linéaire a été appliquée pour relier l'inactivation des spores de BSA à la fluence. Cette approche permet de capturer l'ensemble de la variabilité des inactivations, soit les variabilités de susceptibilité, de contenu en particules, de turbidité, de nombre initial de spores, etc. Elle a le mérite de proposer une valeur moyenne et un intervalle de prédiction permettant d'établir les inactivations minimales.

Néanmoins, cette approche ne permet pas la définition fine de l'apparition d'une zone de plafonnement dans les courbes d'inactivation. Pour certaines eaux, il peut être pertinent d'analyser les courbes d'inactivation pour chaque série d'essai individuellement (figure 4.2) plutôt qu'avec une régression linéaire intégrant les points de toutes les dates pour chacune des fractions, telles que représentés aux figures 3.6a,

3.6b et 4.1. Lorsque ces courbes sont prises individuellement pour chaque date d'essais, certaines présentent un plafonnement qui n'est pas décrit par le modèle lorsque les données sont regroupées. Or la plupart des essais effectués avec l'eau de la rivière Des Mille-Îles et des eaux usées de la CUM ont mis en évidence un certain niveau de plafonnement (tailing) (Chevrefils et al. 2006) placé à l'Annexe F). Plus précisément, 14 courbes générées, sur un total de 34, par les essais de désinfection par UV (3 types d'eau confondus) ont présenté ce phénomène alors qu'aucun des essais effectués avec l'eau du fleuve St-Laurent n'ont présenté ce tailing (Chevrefils et al. 2006). Ainsi, il est important de comprendre que des eaux de qualité moindre telles que celles de la rivière Des Mille-Îles et les eaux usées de la CUM, suivront probablement une cinétique de désinfection caractérisée par deux phases. La première phase correspondrait aux bactéries qui sont libres en suspension ou attachées mais accessibles aux rayons UV, alors que la deuxième, qui présente une pente d'inactivation plus faible, correspondrait à des bactéries protégées partiellement ou complètement par des particules (Chevrefils et al. 2006). Pour les trois sources d'eau, la filtration sur 8  $\mu\text{m}$ , tel que discuté à la section 3.2, diminue substantiellement les concentrations de particules de plus 5  $\mu\text{m}$ . Cet abattement de particules élimine la phase de plafonnement et l'inactivation peut alors être décrit par un simple modèle de Chick-Watson. À noter que ce phénomène de plafonnement n'est observé que pour les eaux de moindre qualité et dont la turbidité est supérieure à 10 UTN (Chevrefils et al. 2006). On peut donc supposer que l'impact des particules sur la désinfection aux UVs est plutôt négligeable dans des eaux dont la qualité est similaire à celle du fleuve St-Laurent ou meilleure.

Une autre analyse vient supporter la caractérisation de la cinétique de désinfection en deux phases (phase linéaire et phase de tailing). À la figure 3.7, on peut observer qu'il y a une corrélation entre la concentration de particules de diamètre supérieur à 8  $\mu\text{m}$  et la fluence nécessaire pour l'atteinte de 2 log d'enlèvement. Puisque cette corrélation n'est pas observée pour le premier log d'enlèvement, ceci concède d'autant plus de validité à l'hypothèse selon laquelle la première phase de la cinétique correspond à l'inactivation des spores qui sont libres en suspension dans l'eau, alors que la deuxième phase

correspondrait davantage à l'inactivation de spores plus résistantes aux UVs à cause de leur association à des particules. Dans ce cas, il serait normal que la fluence nécessaire pour le 2<sup>e</sup> log soit partiellement dépendante de la concentration des particules de diamètre supérieur à 8 µm.

#### 4.4 Implications des travaux de recherche

Pour tenter de remettre toutes ces analyses dans un contexte d'application de cette technologie, on peut discuter de l'impact des particules sur l'inactivation de micro-organismes pathogènes en fonction des qualités d'eau et du traitement précédant les réacteurs UV:

- (1) **Eau filtrée provenant d'un filtre assisté chimiquement** et rencontrant les normes de turbidités moyennes (0,1 à 0,5 UTN) et maximales (5 UTN). On peut affirmer que des eaux filtrées ayant de très faible turbidité (< 0,5 UTN @ 90% ou moins) avec un maximum en tout temps de 5 UTN, ne seront pas influencées par la présence de particules pour l'inactivation de spores ou d'organismes de la taille des kystes de *Giardia* et des oocystes de *Cryptosporidium*. Dans ces conditions, la distribution des particules et leur concentration relativement faible préviennent les interférences et l'apparition d'une zone de plafonnement limitant les maxima d'inactivation pouvant être atteints. À noter, que les concentrations de particules à l'effluent de filtres traitant des eaux brutes de mauvaise qualité est hautement dépendante de l'exploitation du procédé, particulièrement de l'ajustement de la coagulation, et qu'elles dépassent souvent les concentrations de particules retrouvées dans des eaux brutes de surface de bonne qualité. De plus, pendant les périodes d'instabilité du procédé, des passages de particules sont prévisibles.
- (2) **Eau filtrée provenant d'un filtre non assisté chimiquement** dont la turbidité moyenne à l'eau filtrée est de moins de 1 UTN et avec des pointes transitoires jusqu'à 10 UTN. Dans ce cas, il est important de vérifier la qualité des eaux alimentant le réacteur UV. Dans le cas d'eaux de surface dont la charge en particules est modeste et le niveau de contamination fécale faible, comme l'eau de la prise d'eau de l'usine Charles DesBaillets, le nombre de particules et leur

colonisation ne seront vraisemblablement pas suffisants pour avoir un impact significatif sur la cinétique de désinfection. De fait, l'abattement additionnel de particules apporté par la mise en place d'une coagulation en tête de filtration directe pour atteindre une turbidité de 0,3 UTN (donc une coagulation sub-optimale) avec une telle eau est souvent marginal ( $<0,5$  log additionnel). Des essais pilotes réalisés à l'Usine Charles DesBaillets en 2006 ont montré que le gain d'abattement des particules par l'ajout d'une coagulation est modeste et peu significatif au niveau de la concentration des particules (figure 4.5 montrant les résultats témoin sans coagulants et avec coagulant). On passe ainsi à une moyenne de 46 particules/mL de plus de 9  $\mu\text{m}$  sans coagulation à une moyenne de 38 particules/mL avec coagulation. Au Québec, le Règlement sur la Qualité de l'Eau Potable (Gouvernement du Québec 2005) exige que les stations qui effectuent une filtration non-assistée chimiquement produisent une eau dont turbidité ne doit jamais dépasser 5 UTN et dont la moyenne mensuelle mobile demeure inférieure à 1 UTN. Les résultats obtenus dans nos travaux ne supportent pas la définition de cette borne supérieure à 5 UTN mais suggèrent plutôt un niveau guide de 10 UTN. Dans le cas d'une source fortement contaminée par des eaux usées mais dont la turbidité demeure sous les 10 UTN, la situation mériterait d'être réévaluée et il serait particulièrement souhaitable de vérifier les conditions d'inactivation des virus par la chloration subséquente.

- (3) **Eau brute non filtrée** : L'application directe des UV à des eaux non-filtrées dont la turbidité n'excède pas 10 UTN ne serait pas une situation à risque plus élevé que celle d'une eau filtrée sans assistance chimique. Cette situation est celle de plusieurs sources protégées ou de haute qualité qui ont choisi une double (UV +  $\text{Cl}_2$ ) ou triple (UV +  $\text{O}_3$  +  $\text{Cl}_2$ ) désinfection comme filière de traitement. L'application d'un prétraitement sommaire permettant de réduire la turbidité dans le cas de systèmes de petite taille alimentés par des eaux de turbidité supérieure à 5 UTN constitue donc une avenue intéressante pour l'application des UV. Un prétraitement de filtration moins fin augmenterait l'efficacité de ces systèmes afin d'atteindre un

niveau de désinfection satisfaisants sans que les conditions opérationnelles soient trop restreignante .

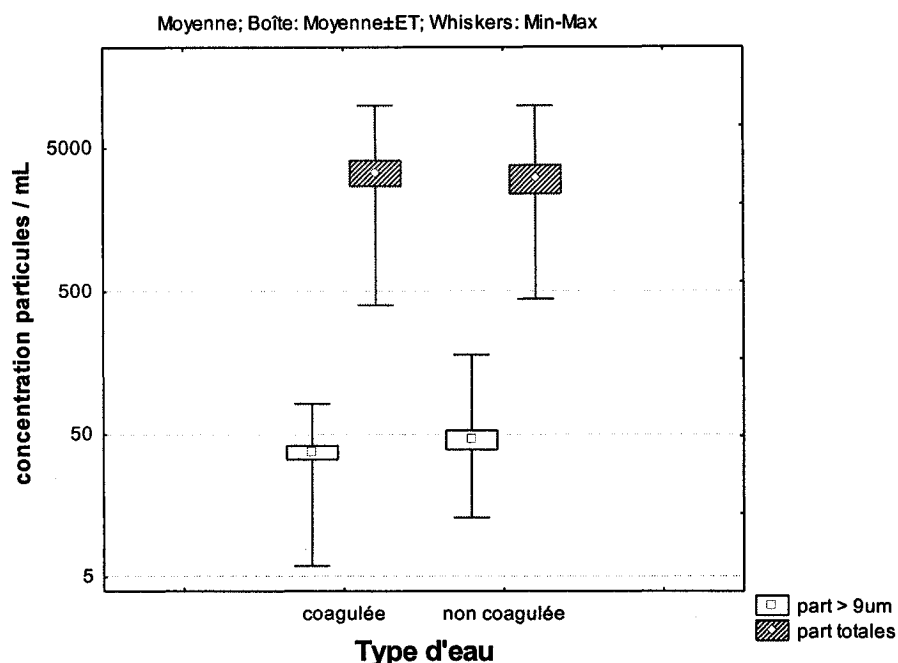


Figure 4. 5: Abattement de particules par des filtres monocouche dans les pilotes de l'usine Charles DesBaillets avec et sans coagulation.

L'application directe des résultats des travaux de recherche sur les spores de BSA afin d'effectuer des prédictions d'interférences des particules sur l'inactivation des kystes de *Giardia* et des oocystes de *Cryptosporidium* doit être faite avec prudence. Les spores de BSA constituent probablement le meilleur modèle expérimental dont nous disposons, en raison des similitudes de taille, de l'abondance de ces indicateurs et le fait qu'elles sont associées aux particules. Il existe toutefois plusieurs différences entre les spores et les protozoaires pathogènes dont il faut tenir compte. La première est certainement le niveau d'occurrence qui est beaucoup plus faible pour les protozoaires pathogènes ce qui diminue considérablement l'ampleur de l'impact sanitaire potentiel, particulièrement dans le cas d'eau faiblement contaminées par des matières fécales. La deuxième est le type d'association entre le micro-organisme et les particules qui est peu documenté et parfois contradictoire dans le cas des kystes et des oocystes. La troisième est la sensibilité aux UV qui est beaucoup plus grande dans le cas de ces protozoaires,

ce qui suggère que nos résultats sont très conservateurs. Enfin, il est important de considérer que les doses réglementaires comprennent plusieurs facteurs de sécurité, lesquels couvrent amplement les variations de performance d'inactivation observées.

## CHAPITRE 5 : Conclusion

Finalement, les deux principaux objectifs de ce travail de recherche ont été atteints, soit ; 1), élaborer un protocole de dispersion des spores et des particules naturellement présentes dans l'eau de surface. 2) effectuer des essais d'inactivation sur différents types d'eaux contenant des spores naturelles pour mettre en évidence l'impact des particules sur la cinétique d'inactivation des spores de BSA par les UV. Les résultats ont permis de vérifier si la dispersion des spores et la réduction de la distribution de taille des particules contenue naturellement dans l'eau peut améliorer les performances de désinfection aux UVs.

La méthode de dispersion qui a été retenue combine l'ajout à l'eau naturelle de 100mg/L de Zwittergent 3-12, un surfactant chimique, et une méthode de dispersion physique qui implique un malaxage du mélange pendant 4 minutes à une vitesse de 8000 rpm. Ce protocole a résulté en une augmentation significative de la concentration d'unités formatrices de colonies (UFC) de spores. Bien que la concentration résultante fût significativement supérieure, le ratio de libération est demeuré modeste à environ 1,4. L'effet du protocole de dispersion a également été confirmé par une analyse des particules contenues en suspension. En effet, cette analyse a montré que la dispersion a eu pour effet de fractionner les particules de taille supérieure à 5  $\mu\text{m}$  pour ainsi réduire leur diamètre. La distribution de taille des particules a été aussi réduite significativement suite à la dispersion. La filtration de l'eau a eu un effet réducteur encore plus important sur la distribution de taille de particules que la dispersion. Un test a également révélé que le protocole de dispersion n'avait pas d'impact sur la viabilité des spores, non plus que pour la susceptibilité de ces organismes face au rayonnement UV.

Pour l'atteinte du deuxième objectif, des résultats légèrement différents mais qui suivent toujours les mêmes tendances ont été obtenus pour les trois types d'eaux de différentes qualités qui ont été utilisées pour effectuer des essais d'inactivation aux

rayons UV. D'abord l'inactivation des spores de BSA a été modélisée d'après le modèle de Chick-Watson. La valeur de la constante de cinétique d'inactivation ( $k$ ) a toujours suivi le même ordre hiérarchique pour les trois types d'eau ( $k_{\text{Eau brute}} < k_{\text{Eau dispersée}} < k_{\text{Eau filtrée}}$ ). Toutefois, les valeurs des cinétiques d'inactivation pour les différentes fractions de l'eau du Fleuve St-Laurent ne sont pas significativement différentes. Pour l'eau de la rivière des Mille-Îles, les essais effectués sur chaque fraction montrent des cinétiques significativement différentes les unes des autres. D'après les résultats d'inactivation de cette eau, une corrélation positive ( $R^2=0,63$ ) a été observée entre la concentration de particules de diamètres supérieures à 8  $\mu\text{m}$  et la fluence nécessaire pour obtenir un 2<sup>ème</sup> log d'inactivation de spores de BSA alors que cette corrélation n'est pas observable pour le premier log d'enlèvement. Ceci corrobore la théorie supportée par l'analyse de Chevretil *et al.* 2006 stipulant que, pour certaines eaux, la désinfection peut être séparée en deux phases ; la première correspondant à l'inactivation de spores de BSA libres en suspension, et une deuxième décrivant plutôt à l'inactivation de spores associées à des particules leur conférant une résistance accrue.

Grâce à ces essais, nous avons pu observer que les particules naturelles présentes dans les eaux de surface peuvent parfois offrir une protection à certains organismes indigènes qui s'y associent. Cet effet a été observé davantage pour l'eau de qualité inférieure. Puisque ces types d'eaux doivent généralement être filtrées, les particules pouvant causer une interférence au niveau de la désinfection aux UV devraient être retenues dans les filtres. Les spores de BSA ont été utilisées comme indicateurs d'oocystes de *Cryptosporidium* principalement à cause de la similitude de leur taille. Toutefois, avant de transposer nos résultats à l'inactivation de *Cryptosporidium*, des études caractérisant la dynamique d'association de ce pathogène avec les particules devraient être effectuées pour vérifier si elle est du même type que celle observée pour les spores de BSA. Si cette comparaison tient la route, on pourra conclure avec plus de certitude que l'importance de l'impact des particules dépend de trois principaux facteurs ; i) la concentration de particules contenues dans l'eau à la source, ii) la taille des particules et iii) le niveau d'inactivation qui est visé.



## RÉFÉRENCES

ALLEN, M.J., CLANCY, J.L., RICE, E.W. 2000. The plain, hard truth about pathogen monitoring. *Journal of the American Water Works Association*. 92 : 9. 64-76.

AMOAHA, K., CRAIK, S., SMITH, D.W., BELOSEVIC, M. 2005. Inactivation of *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts by ultraviolet light in the presence of natural particulate matter. *Journal of Water Supply: Research and Technology-Aqua*. 54 : 3. 165-178.

BARBEAU, B., BOULOS, L., DESJARDINS, R., COALLIER, J., PRÉVOST, M. 1999. Examining the use of aerobic spore-forming bacteria to assess the efficiency of chlorination. *Water Research*. 33 : 13. 2941-2948.

BARBEAU, B., BOULOS, L., DESJARDINS, R., COALLIER, J., PRÉVOST, M., DUCHESNE, D. 1997. A modified method for the enumeration of aerobic spore-forming bacteria. *Canadian Journal of Microbiology*. 43 : 976-980.

BARBEAU, B., DESJARDINS, R., MYSORE, C., PRÉVOST, M. 2005. Impacts of water quality on chlorine and chlorine dioxide efficacy in natural waters. *Water Research*. 39 : 10. 2024-2033.

BATCH, L.F., SCHULZ, C.R., LINDEN, K.G. 2004 . Evaluating water quality effects on UV disinfection of MS2 coliphage. *Journal of the American Water Works Association*. 96 : 7. 75-87.

BLATCHLEY, E.R., MEEUSEN, A., ARONSON, A.I., BREWSTER, L. 2005. Inactivation of *Bacillus* spores by ultraviolet or gamma radiation . *Journal of Environmental Engineering*. 131 : 9. 1245-1252.

BOLTON, J.R., LINDEN, K.G. 2003. Standardization of methods for fluence (UV Dose) determination in bench-scale UV experiments. *Journal of Environmental Engineering*. 129 : 3. 209-215.

CAIRNS, W.L., SAKAMOTO, G., COMAIR, C.B., GEHR, R. 1993. Assessing UV disinfection of a physico-chemical effluent by medium pressure lamps using a collimated beam and pilot plant Whippany, NJ, USA: Water Environment Federation Specialty Conference: Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems. 433-444 p.

CAMPER, A.K., HAYES, J.T., JONES, W.L., ZELVER, N. 1993. "Persistence of coliforms in mixed population biofilms". Miami, Florida, USA : American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

CAMPER, A.K., LECHEVALLIER, M.W., BROADAWAY, S.C., MCFETERS, G.A. 1985. Evaluation of procedures to desorb bacteria from granular activated carbon. *Journal of Microbiological Methods*. 3 : 3-4. 187-198.

CHANG, J.C.H., OSSOFF, S.F., LOBE, D.C., DORFMAN, M.H., DUMAIS, C.M., QUALLS, R.G. et al. 1985. UV inactivation of pathogenic and indicator microorganisms. *Applied and Environmental Microbiology*. 49 : 6. 1361-1365.

CHAURET, C., ARMSTRONG, N., FISHER, J., SHARMA, R., SPRINGTHORPE, S., SATTAR, S. 1995. Correlating *Cryptosporidium* and *Giardia* with microbial indicators. *Journal of the American Water Works Association*. 87 : 11. 76-84.

CHAURET, C.P., RADZIMINSKI, C.Z., LEPUIL, M., CREASON, R., ANDREWS, R.C. 2001. Chlorine dioxide inactivation of *cryptosporidium parvum* oocysts and bacterial spore indicators. *Applied and Environmental Microbiology*. 67 : 7. 2993-3001.

CHEVREFILS, G., CARON, É., BARBEAU, B., PAYMENT, P., PRÉVOST, M. 2006. Blending and filtration effects on UV kinetics of indigenous spores. *Journal of the American Water Works Association*.

CHEVREFILS, G., CARON, É., WRIGHT, H., SAKAMOTO, G., PAYMENT, P., BARBEAU, B. et al. 2006b. UV dose required to achieve incremental log inactivation of bacteria, protozoa and viruses. *IUVA News*. 8 : 1. 38-45.

CHRISTENSEN, J., LINDEN, K.G. 2003. How particles affect UV light in the UV disinfection of unfiltered drinking water. *Journal of the American Water Works Association*. 95 : 4. 179-189.

CLANCY, J.L., BUKHARI, Z., HARGY, T.M., BOLTON, J.R., DUSSERT, B.W., MARSHALL, M.M. 2000. Using UV to inactivate *Cryptosporidium*. *Journal of the American Water Works Association*. 92 : 9. 97-104.

CLANCY, J.L., BUKHARI, Z., MCCUIN, R.M., MATHESON, Z., FRICKER, C.R. 1999. USEPA method 1622. *Journal of the American Water Works Association*. 91 : 9. 60-68.

CLANCY, J.L., GOLLNITZ, W.D., TABIB, Z. 1994 . Commercial labs. How accurate are they? *Journal of the American Water Works Association*. 86 : 5. 89-97.

CLANCY, J.L., HARGY, T.M., MARSHALL, M.M., DYKSEN, J.E. 1998. UV light inactivation of *Cryptosporidium* oocysts. *Journal of the American Water Works Association*. 90 : 9. 92-102.

CRAIK, S.A., AMOAH, K., SMITH, D.W., BELOSEVIC, M. 2002. "The impact of turbidity on *Cryptosporidium* and *Giardia* inactivation by ultraviolet light". Seattle, Washington, USA : American Water Work Association-Water Quality Technology Conference.

CRAIK, S.A., UVBIAMA, R.D. 2005. "Effects of aggregation on UV inactivation of microorganisms in filtered drinking water". Quebec city, Quebec, Canada : American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

CRAIK, S.A., WELDON, D., FINCH, G.R., BOLTON, J.R., BELOSEVIC, M. 2001. Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts using medium- and low-pressure ultraviolet radiation. *Water Research*. 35 : 6. 1387-1398.

DAI, X., BOLL, J. 2003. Evaluation of attachment of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* to soil particles. *Journal on Environmental Quality*. 32 : 1. 296-304.

DARBY, J.L., ATTANASIO, R.E., LAWLER, D.F. 1992. Filtration of heterodisperse suspensions: modeling of particle removal and head loss. *Water Research*. 26 : 6. 711-726.

DRIEDGER, A.M., RENNECKER, J.L., MARINAS, B.J. 2000. Sequential inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with ozone and free chlorine. *Water Research*. 34 : 14. 3591-3597.

DRIEDGER, A.M., RENNECKER, J.L., MARINAS, B.J. 2001. Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with ozone and monochloramine at low temperature. *Water Research*. 35 : 1. 41-48.

EMERICK, R.W., DARBY, J.L. 1993. "Ultraviolet light disinfection of secondary effluents: predicting performance based on water quality parameters". Whippany, New Jersey, USA : Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems. Specialty Conference Series.

EMERICK, R.W., LOGE, F.J., GINN, T., DARBY, J.L. 2000. Modeling the inactivation of particle-associated coliform bacteria. *Water Environmental Research*. 72 : 4. 432-438.

EMERICK, R.W., LOGE, F.J., THOMPSON, D., DARBY, J.L. 1999. Factors influencing ultraviolet disinfection performance. Part II: Association of coliform bacteria with wastewater particles. *Water Environment Research*. 71 : 6. 1178-1187.

FACILE, N., BARBEAU, B., PRÉVOST, M., KOUDJONOU, B. 2000. Evaluating bacterial aerobic spores as a surrogate for *Giardia* and *Cryptosporidium* inactivation by ozone. *Water Research*. 34 : 12. 3238-3246.

FAILLE, C., JULLIEN, C., FONTAINE, F., BELLON-FONTAINE, M.-N., SLOMIANNY, C., BENEZECH, T. 2002. Adhesion of *Bacillus* spores and *Escherichia coli* cells to inert surfaces: Role of surface hydrophobicity. *Canadian Journal of Microbiology*. 48 : 8. 728-738.

FLINT, S.H., BROOKS, J.D., BREMER, P.J. 2000 . Properties of the stainless steel substrate, influencing the adhesion of thermo-resistant streptococci. *Journal of Food Engineering*. 43 : 4. 235-242.

GALOFRÉ, B., ISRAEL, S., DELLUNDE, J., RIBAS, F. 2004. Aerobic bacterial spores as process indicators for protozoa cysts in water treatment plants. *Water Science and Technology*. 50 : 1. 165-172.

Gouvernement du Québec. 2005. Règlement sur la qualité de l'eau potable (dernière version disponible) Québec, Canada: Ministère du développement durable, de l'environnement et des parcs du Québec. 27 p.

GREGORY, J. 2006. Particles in water. Properties and processes. Anon. Boca Ranton, Florida, USA : Taylor and Francis Group. 200.

GRIFFITHS, A.J.F., MILLER, J.H., SUZUKI, D.T., LEWONTIN, S.R., GELBART, W.M. 2002. Intruduction à l'analyse génétique (3ième édition). Anon. 878. Bruxelles, Belgique : de Boeck Université.

HIJNEN, W.A.M., VAN DER VEER, A.J., BEERENDONK, E.F., MEDEMA, G.J. 2004. Increased resistance of environmental anaerobic spores to inactivation by UV. *Water Science and Technology: Water Supply*. 4 : 2. 55-61.

HO, C.-F.H., PITT, P., MAMAS, D., CHIU, C., JOLIS, D. 1998. Evaluation of UV disinfection systems for large-scale secondary effluent. *Water Environment Research*. 70 : 6. 1142-1150.

HOFF, J.C., AKIN, E.W. 1986. Microbial resistance to disinfectants: mechanisms and significance. *Environmental Health Perspectives*. 69 : 7-13.

HUERTAS, A., BARBEAU, B., DESJARDINS, C., GALARZA, A., FIGUEROA, M.A., TORANZOS, G.A. 2003. Evaluation of *Bacillus subtilis* and coliphage MS2 as indicators of advanced water treatment efficiency. *Water Science and Technology*. 47 : 3. 255-259.

IJPELAAR, G.F., VAN DER VEER, A.J., MEDEMA, G.J., KRUIHOF, J.C. 2005. By-product formation during ultraviolet disinfection of a pretreated surface water. *Journal of Environmental Engineering and Science*. 4 : S1. 51-56.

JANEX, M.L., SAVOYE, P., DO-QUANG, Z., BLATCHLEY III, E., LAÎNÉ, J.M. 1998. Impact of water quality and reactor hydrodynamics on wastewater disinfection by UV, use of CFD modeling for performance optimization. *Water Science and Technology*. 38 : 6. 71-78.

JOLIS, D., LAM, C., PITT, P. 2001. Particle effects on ultraviolet disinfection of coliform bacteria in recycled water. *Water Environmental Research*. 73 : 2. 233-236.

LAZAROVA, V., JANEX, M.L., FIKSDAL, L., OBERG, C., BARCINA, I., POMMEPUY, M. 1998. Advanced wastewater disinfection technologies: Short and long term efficiency. *Water Science and Technology*. 38 : 12. 109-117.

LECHEVALLIER, M.W., NORTON, W.D., LEE, R.G. 1991. Giardia and Cryptosporidium spp. in filtered drinking water supplies. *Applied and Environmental Microbiology*. 57 : 9. 2617-2621.

LECLERC, H., SCHWARTZBROD, L., DEI-CAS, E. 2002. Microbial agents associated with waterborne diseases. *Critical Reviews in Microbiology*. 28 : 4. 371-409.

LEUKER, G. 1999. Description and application of biodosimetry - a testing procedure for UV systems. *Journal of Water Services Research and Technology-Aqua*. 48 : 4. 154-160.

LINDEN, K.G., SHIN, G., SOBSEY, M.D. 2001. Comparative effectiveness of UV wavelengths for the inactivation of Cryptosporidium parvum oocysts in water. *Water Science and Technology*. 43 : 12. 171-174.

LOGE, F.J., BOURGEOUS, K., EMERICK, R.W., DARBY, J.L. 2001. Variations in wastewater quality parameters influencing UV disinfection performance: relative impact of filtration. *Journal of Environmental Engineering*. 127 : 9. 832-836.

LOGE, F.J., EMERICK, R.W., THOMPSON, D.E., NELSON, D.C., DARBY, J.L. 1999. Factors influencing ultraviolet disinfection performance Part I: Light penetration to wastewater particles. *Water Environment Research*. 71 : 3. 377-381.

MADGE, B.A. 2002. *Evaluation of wastewater solids and their relevance in ultraviolet disinfection*. 220 p. Doctor of Philosophy, University of New York at Buffalo.

MALLEY JR., J.P. 2000. Engineering of UV disinfection systems for drinking water. *International UV Association News*. 2 : 3-8.

MAMANE-GRAVETZ, H., LINDEN, K.G. 2004a. "Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection". San Antonio, Texas, USA : American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

MAMANE-GRAVETZ, H., LINDEN, K.G. 2004b. UV disinfection of indigenous aerobic spores: implications for UV reactor validation in unfiltered waters. *Water Research*. 38 : 12. 2898-2906.

MAMANE-GRAVETZ, H., LINDEN, K.G. 2005a. Relationship between physiochemical properties, aggregation and u.v. inactivation of isolated indigenous spores in water. *Journal of Applied Microbiology*. 98 : 2. 351-363.

MAMANE-GRAVETZ, H., LINDEN, K.G., CABAJ, A., SOMMER, R. 2005b. Spectral sensitivity of *Bacillus subtilis* spores and MS2 coliphage for validation testing of ultraviolet reactors for water disinfection. *Environmental Science and Technology*. 39 : 20. 7845-7852.

MAMANE, H., LINDEN, K.G. 2006a. Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. I: Evaluation of spore-clay aggregates and suspended spores. *Journal of Environmental Engineering*. 132 : 6. 596-606.

MAMANE, H., LINDEN, K.G. 2006b. Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. II: Proper absorbance measurement for UV fluence. *Journal of Environmental Engineering*. 132 : 6. 607-615.

MEDEMA, G.J., SCHETS, F.M., TEUNIS, P.F.M., HAVELAAR, A.H. 1998. Sedimentation of free and attached *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in water. *Applied and Environmental Microbiology*. 64 : 11. 4460-4466.

MOFIDI, A.A., BARIBEAU, H., ROCHELLE, P.A., DE LEON, R., COFFEY, B.M., GREEN, J.F. 2001. Disinfection of *Cryptosporidium parvum* with polychromatic UV light. *Journal of the American Water Works Association*. 93 : 6. 95-109.

National Water Research Institute (NWRI). 2003. Ultraviolet disinfection: guidelines for drinking water and water reuse. Fountain Valley, California: American Water Works Association Research Foundation. 64 p. 2674.

NICHOLSON, W.L., LAW, J.F. 1999. Method for purification of bacterial endospores from soils: UV resistance of natural Sonoran desert soil populations of *Bacillus* spp. with reference to *B. subtilis* strain 168. *Journal of Microbiol Methods*. 35 : 1. 13-21.

ONGERTH, J.E., HUNTER, G.D., DEWALLE, F.B. 1995. Watershed use and *Giardia* cyst presence. *Water Research*. 29 : 5. 1295-1299.

OPPENHEIMER, J., GILLOGLY, T., STOLARIK, G., WARD, R. 2002. "Comparing the efficiency of low and medium pressure UV light for inactivating *Giardia muris* and *Cryptosporidium parvum* in waters with low and high levels of turbidity". New Orleans, Louisiana, USA : American Water Works Association-Annual Conference.

ORMECI, B., LINDEN, K.G. 2002. Comparison of UV and chlorine inactivation of particle and non-particle associated coliform. *Water Science and Technology: Water Supply*. 2 : 5-6. 403-410.

ORMECI, B., LINDEN, K.G. 2005. Comparison of physical and chemical methods for extraction of coliform from wastewater particles and flocs. *Journal of Environmental Engineering and Science*. 22 : 4. 459-471.



PARKER, J.A., DARBY, J.L. 1995. Particle-associated coliform in secondary effluents: shielding from ultraviolet light disinfection. *Water Environmental Research*. 67 : 7. 1065-1075.

PASSANTINO, L., MALLEY JR., J., KNUDSON, M., WARD, R., KIM, J. 2004. Effect of low turbidity and algae on UV disinfection performance. *Journal of the American Water Works Association*. 96 : 6. 128-137.

PASSANTINO, L., MALLEY JR., J.P. 2001. "Impacts of turbidity and algal content of unfiltered drinking water supplies on the ultraviolet disinfection process". Washington, DC, USA : American Water Works Association-Annual Conference.

PAYMENT, P., FRANCO, E. 1993. Clostridium perfringens and somatic coliphages as indicators of the efficiency of drinking water treatment for viruses and protozoan cysts. *Applied and Environmental Microbiology*. 59 : 8. 2418-2424.

QUALLS, R.G., FLYNN, M.P., JOHNSON, J.D. 1983. The role of suspended particles in ultraviolet disinfection. *Journal of the Water Pollution Control Federation* . 55 : 10. 1280-1285.

QUALLS, R.G., JOHNSON, J.D. 1985a. Modeling and efficiency of ultraviolet disinfection systems. *Water Research*. 19 : 8. 1039-46.

QUALLS, R.G., OSSOFF, S.F., CHANG, J.C.H., DORFMAN, M.H., DUMAIS, C.M., LOBE, D.C. et al. 1985b. Factors controlling sensitivity in ultraviolet disinfection of secondary effluents. *Journal Water Pollution Control Federation*. 57 : 10. 1006-1011.

RICE, E.W., FOX, K.R., MILTNER, R.J., LYTLE, D.A., JOHNSON, C.H. 1996. Evaluating plant performance with endospores. *Journal of the American Water Works Association*. 88 : 9. 122-130.

RIDGWAY, H.F., OLSON, B.H. 1982. Chlorine resistance patterns of bacteria from two drinking water distribution systems. *Applied and Environmental Microbiology*. 44 : 972-987.

RÖNNER, U., HUSMARK, U., HENRIKSSON, A. 1990. Adhesion of bacillus spores in relation to hydrophobicity. *Journal of Applied Bacteriology*. 69 : 4. 550-556.

RUFFELL, K.M., RENNECKER, J.L., MARINAS, B.J. 2000. Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts with chlorine dioxide. *Water Research*. 34 : 3. 868-876.

SAKODA, A., SAKAI, Y., HAYAKAWA, K., SUZUKI, M. 1997. Adsorption of viruses in water environment onto solid surfaces. *Water Science and Technology*. 35 : 7. 107-114.

SCHEIBLE, O.K. 1987. Development of a rationally based design protocol for the ultraviolet light disinfection process. *Journal WPCF*. 59 : 1. 25-31.

SEVERIN, B.F., SUIDAN, M.T., ENGELBRECHT, R.S. 1983. Kinetic Modeling of U.V. Disinfection of Water. *Water Research*. 17 : 11. 1669-1678.

SHEN, C., FANG, S., BERGSTROM, D.E., BLATCHLEY III, E.R. 2005. "Local actinometry in characterization of UV irradiance field in UV disinfection systems". Whistler, British Columbia, Canada : 3<sup>rd</sup> International Congress on Ultraviolet Technologies (IUVA). P. 20.

SHIN, G.-A., LINDEN, K.G., ARROWOOD, M.J., SOBSEY, M.D. 2001. Low-pressure UV inactivation and DNA repair potential of *Cryptosporidium parvum* oocysts. *Applied and Environmental Microbiology*. 67 : 7. 3029-3032.

SOMMER, R., CABAJ, A., SANDU, T., LHOTSKY, M. 1999. Measurement of UV radiation using suspensions of microorganisms. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology*. 53 : 1-3. 1-6.

SOMMER, R., HAIDER, T., CABAJ, A., PRIBIL, W., LHOTSKY, M. 1998. Time dose reciprocity in UV disinfection of water. *Water Science and Technology: Proceedings of the 1998 19th Biennial Conference of the International Association on Water Quality, Part 10 (of 10), Jun 21-26 1998*. 38 : 12. 145-150.

SORENSEN, D.L., EBERL, S.G., DICKSA, R.A. 1989. *Clostridium perfringens* as a point source indicator in non-point polluted streams. *Water Research*. 23 : 2. 191-197.

STIRLING, R., ARAMINI, J., ELLIS, A., LIM, G., MEYERS, R., FLEURY, M. et al. 2001. Waterborne, cryptosporidiosis outbreak North Battleford, Saskatchewan, Canada: Health Canada. 22 p.

TEMPLETON, M.R., ANDREWS, R.C., HOFMANN, R. 2005. Inactivation of particle-associated viral surrogates by ultraviolet light. *Water Research*. 39 : 15. 3487-500.

United States Environmental Protection Agency (USEPA). 1989. Guidance manual for the compliance with the filtration and disinfection requirements Washington, DC, USA:

United States Environmental Protection Agency (USEPA). 2003. *Ultraviolet disinfection guidance manual*. Washington, DC, USA: Office of Science and Technology-Office of Water. EPA815-D-03-007 (draft).

UVBIAMA, D.R., CRAIK, S.A. 2005. "The effect of upstream treatment processes on UV inactivation of microorganisms in filtered drinking water". Whistler, British Columbia, Canada : 3<sup>rd</sup> International Congress on Ultraviolet Technologies (IUVA).

VERHILLE, S., CHAURET, C., ANDREWS, R. 2001. "Evaluation of indigenous bacterial spores as indicators of *Cryptosporidium* inactivation". Nashville, Tennessee, USA : American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.

WOBMA, P.C., BELLAMY, W.D., MALLEY, J.P., RECKHOW, D.A. 2004. UV disinfection and disinfection by-products characteristics of unfiltered water Denver, Colorado, USA: American Water Works Association Research Foundation and City of Winnipeg. 151 p. 91039.

World Health Organization (WHO). 2003. Guidelines for drinking water quality . Anon. *Microbial aspects*. Geneva, Switzerland : World Health Organization.

WU, Y., CLEVINGER, T., DENG, B. 2005. Impacts of goethite particles on UV disinfection of drinking water. *Applied and Environmental Microbiology*. 71 : 7. 4140-4143.

ZIMMER, J.L., SLAWSON, R.M. 2002. Potential repair of *Escherichia coli* DNA following exposure to UV radiation from both medium- and low-pressure UV sources used in drinking water treatment. *Applied and Environmental Microbiology*. 68 : 7. 3293-3299.

ZIMMER, J.L., SLAWSON, R.M., HUCK, P.M. 2003 . Inactivation and potential repair of *Cryptosporidium parvum* following low- and medium-pressure ultraviolet irradiation. *Water Research*. 37.: 14. 3517-3523.

## ANNEXES

### ANNEXE A: Tableau produit pour Trojan UV Inc.

# UV Dose Required to Achieve Incremental Log Inactivation of Bacteria, Protozoa and Viruses<sup>1</sup>

Revised and Expanded by:

**Gabriel Chevretils, B.Eng.<sup>2</sup> and Éric Caron, B.Sc.<sup>2</sup>**

With earlier (1999) Contributions by:

**Harold Wright<sup>3</sup> and Gail Sakamoto<sup>3</sup>**

And with Peer Review by:

**Pierre Payment,<sup>4</sup> Benoit Barbeau<sup>5</sup> and Bill Cairns<sup>3\*</sup>**

1. This compilation has been prepared for Trojan Technologies Inc. and is published here as a public service to the UV community.
2. Chaire de recherche en Eau Potable, École Polytechnique de Montreal
3. Trojan Technologies Inc., London, ON, Canada
4. INRS- Institut Armand-Frappier
5. École Polytechnique de Montreal

\* Corresponding Author: [bcairns@trojanuv.com](mailto:bcairns@trojanuv.com)

## BRIEF DESCRIPTION AND SELECTION CRITERIA FOR CONTENT OF THE TABLES

Tables 1-4 present a summary of published data on the Ultraviolet (UV) dose-response of various organisms that are pathogens, indicators, or organisms encountered in the application, testing of performance, and validation of UV disinfection technologies. The tables reflect the state of knowledge, but include the variation in technique and biological response that currently exists in the absence of standardized protocols. Users of the data for their own purposes are advised to exercise critical judgment in how they use the data.

In most cases, the data are generated from low pressure (LP) monochromatic mercury arc lamp sources for which the lamp fluence rate (intensity) can be measured empirically and multiplied by exposure time to obtain a dose. Earlier data do not always contain the correction factors that are now considered standard practice (Bolton and Linden 2003). Some data are from polychromatic medium pressure (MP) mercury arc lamps, and in some cases both lamp types are used. In a few cases, filtered polychromatic UV light is used to achieve a narrow band of irradiation around 254 nm. These studies are also designated as LP.

None of the data incorporate any impact of photorepair processes. Only the response to the inactivating UV dose is documented. The references from which the data are abstracted must be carefully read to understand how the reported doses are calculated and what the assumptions and procedures are in the calculation.

At the time this table was being prepared, a parallel initiative (Hijnen et al. 2006) was ongoing and is recommended to the reader.

It is the intention of Trojan Technologies, École Polytechnique de Montreal and INRS- Institut Armand-Frappier to keep this table dynamic, with periodic updates. Recommendations for inclusion in the tables, along with the reference source, can be sent to:

Dr. Bill Cairns, Chief Scientist  
Trojan Technologies Inc  
3020 Gore Road  
London, Ontario, Canada N5V 4T7  
e-mail: [bcairns@trojanuv.com](mailto:bcairns@trojanuv.com)

The selection criteria for inclusion are recommended as follows:

1. Data must be already published in a peer-reviewed journal or other peer-reviewed publication media;
2. The dose-response should be empirically determined in the laboratory with the assistance of a collimated beam apparatus;
3. Ideally, the fluence rate (intensity) should be measured with a recently calibrated radiometer and when this has not been done, a well-characterized organism should be run as a reference to provide a comparison with the literature values to substantiate that the radiometer is within calibration.
4. The publication from which the data is abstracted should describe the experimental procedures including collimated beam procedures, dose calculation procedures along with any assumptions made, organism culturing procedures, enumeration and preparation for experiments.
5. Responses should be determined over a range of doses; that is, a complete dose-response curve is preferred to a single dose-response measurement.

**Table 1. UV Doses for Multiple Log Reductions for Various Spores**

Spore	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) for a given Log Reduction without photo-reactivation							Reference
		1	2	3	4	5	6	7	
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC6633	N/A	36	48.6	61	78				Chang et al. 1985
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC6633	LP	24	35	47	79				Mamane-Gravetz and Linden 2004
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC6633	LP	22	38	>50					Sommer et al. 1998
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC6633	LP	20	39	60	81				Sommer et al. 1999
<i>Bacillus subtilis</i> WN626	LP	0.4	0.9	1.3	2				Marshall et al., 2003

**Table 2. UV Doses for Multiple Log Reductions for Various Bacteria**

Bacterium	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) for a given Log Reduction without photo-reactivation							Reference
		1	2	3	4	5	6	7	
<i>Aeromonas hydrophila</i> ATCC7966	LP	1.1	2.6	3.9	5	6.7	8.6		Wilson et al. 1992
<i>Aeromonas salmonicida</i>	LP	1.5	2.7	3.1	5.9				Lilved and Landfald 1996
<i>Campylobacter jejuni</i> ATCC 43429	LP	1.6	3.4	4	4.6	5.9			Wilson et al. 1992
<i>Citrobacter diversus</i>	LP	5	7	9	11.5	13			Giese and Darby 2000
<i>Citrobacter freundii</i>	LP	5	9	13					Giese and Darby 2000
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	N/A	2.5	3	3.5	5	10	15		Harris et al. 1987
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	N/A	3	4.8	6.7	8.4	10.5			Chang et al. 1985
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	LP	<5	5.5	6.5	7.7	10			Zimmer et al. 2002
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	MP	<3	<3	<3	<3	8			Zimmer et al. 2002
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	LP	7	8	9	11	12			Hoyer 1998
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	LP	3.5	4.7	5.5	6.5	7.5	9.6		Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11229	LP	6	6.5	7	8	9	10		Sommer et al. 1998
<i>Escherichia coli</i> ATCC 11303	LP	4	6	9	10	13	15	19	Wu et al. 2005
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	LP	6	6.5	7	8	9	10		Sommer et al. 1998
<i>Escherichia coli</i> C	LP	2	3	4	5.6	6.5	8	10.7	Otaki et al. 2003
<i>Escherichia coli</i> O157:H7	LP	1.5	3	4.5	6				Tosa and Hirata 1999
<i>Escherichia coli</i> O157:H7	LP	<2	<2	2.5	4	8	17		Yaun et al. 2003
<i>Escherichia coli</i> O157:H7 CCUG 29193	LP	3.5	4.7	5.5	7				Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> O157:H7 CCUG 29197	LP	2.5	3	4.6	5	5.5			Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> O157:H7 CCUG 29199	LP	0.4	0.7	1	1.1	1.3	1.4		Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> O157:H7 ATCC 43894	LP	1.5	2.8	4.1	5.6	6.8			Wilson et al. 1992
<i>Escherichia coli</i> O25:H9:NM	LP	5	7.5	9	10	11.5			Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> O26	LP	5.4	8	10.5	12.8				Tosa and Hirata 1999
<i>Escherichia coli</i> O50:H7	LP	2.5	3	3.5	4.5	5	6		Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> O78:H11	LP	4	5	5.5	6	7			Sommer et al. 2000
<i>Escherichia coli</i> K-12 IFO3301	LP & MP	2	4	6	7	8.5			Oguma et al. 2002
<i>Escherichia coli</i> K-12 IFO3301	LP & MP	2.2	4.4	6.7	8.9	11.0			Oguma et al. 2004
<i>Escherichia coli</i> K-12 IFO3301	LP	1.5	2	3.5	4.2	5.5	6.2		Otaki et al. 2003
<i>Escherichia coli</i> Wild type	LP	4.4	6.2	7.3	8.1	9.2			Sommer et al. 1998

Table 2. (continued)

Bacterium	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) for a given Log Reduction without photo-reactivation							Reference
		1	2	3	4	5	6	7	
<i>Halobacterium elongata</i> ATCC33173	LP	0.4	0.7	1					Martin et al. 2000
<i>Halobacterium salinarum</i> ATCC43214	LP	12	15	17.5	20				Martin et al. 2000
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	LP	12	15	17.5	20				Giese and Darby 2000
<i>Klebsiella terrigena</i> ATCC33257	LP	4.6	6.7	8.9	11				Wilson et al. 1992
<i>Legionella pneumophila</i> ATCC 43660	LP	3.1	5	6.9	9.4				Wilson et al. 1992
<i>Legionella pneumophila</i> ATCC33152	LP	1.6	3.2	4.8	6.4	8.0			Oguma et al. 2004
<i>Legionella pneumophila</i> ATCC33152	MP	1.9	3.8	5.8	7.7	9.6			Oguma et al. 2004
<i>Pseudomonas stutzeri</i>	UVB	100	150	195	230				Joux et al. 1999
RB2256	UVB	175	>300						Joux et al. 1999
<i>Salmonella</i> spp.	LP	<2	2	3.5	7	14	29		Yaun et al. 2003
<i>Salmonella anatum</i> (from human feces)	N/A	7.5	12	15					Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella derby</i> (from human feces)	N/A	3.5	7.5						Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella enteritidis</i> (from human feces)	N/A	5	7	9	10				Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella infantis</i> (from human feces)	N/A	2	4	6					Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella typhi</i> ATCC 19430	LP	1.8	4.8	6.4	8.2				Wilson et al. 1992
<i>Salmonella typhi</i> ATCC 6539	N/A	2.7	4.1	5.5	7.1	8.5			Chang et al. 1985
<i>Salmonella typhimurium</i> (from human feces)	N/A	2	3.5	5	9				Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella typhimurium</i> (from human feces)	N/A	2	3.5	5	9				Tosa and Hirata 1998
<i>Salmonella typhimurium</i> (in act. sludge)	LP	3	11.5	22	50				Maya et al. 2003
<i>Salmonella typhimurium</i>	UVB	50	100	175	210	250			Joux et al. 1999
<i>Shigella dysenteriae</i> ATCC29027	LP	0.5	1.2	2	3	4	5.1		Wilson et al. 1992
<i>Shigella sonnei</i> ATCC9290	N/A	3.2	4.9	6.5	8.2				Chang et al. 1985
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC25923	N/A	3.9	5.4	6.5	10.4				Chang et al. 1985
<i>Streptococcus faecalis</i> ATCC29212	N/A	6.6	8.8	9.9	11.2				Chang et al. 1985
<i>Streptococcus faecalis</i> (secondary effluent)	N/A	5.5	6.5	8	9	12			Harris et al. 1987
<i>Vibrio anguillarum</i>	LP	0.5	1.2	1.5	2				Lilved and Landfald 1996
<i>Vibrio cholerae</i> ATCC25872	LP	0.8	1.4	2.2	2.9	3.6	4.3		Wilson et al. 1992
<i>Vibrio natriegens</i>	UVB	37.5	75	100	130	150			Joux et al. 1999
<i>Yersinia enterocolitica</i> ATCC27729	LP	1.7	2.8	3.7	4.6				Wilson et al. 1992
<i>Yersinia ruckeri</i>	LP	1	2	3	5				Lilved and Landfald 1996

**Table 3. UV Doses for Multiple Log Reductions for Various Protozoa**

Protozoan	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) for a given Log Reduction without photo-reactivation							Reference
		1	2	3	4	5	6	7	
<i>Cryptosporidium hominis</i>	LP & MP	3	5.8						Johnson et al. 2005
<i>Cryptosporidium parvum</i> , oocysts, tissue culture assay	N/A	1.3	2.3	3.2					Shin et al. 2000
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP & MP	2.4	<5	5.2	9.5				Craik et al. 2001
<i>Cryptosporidium parvum</i>	MP	<5	<5	<5	~6				Amoah et al. 2005
<i>Cryptosporidium parvum</i>	MP	<10	<10	<10					Belosevic et al. 2001
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP	1	2	<5					Shin et al. 2001
<i>Cryptosporidium parvum</i>	MP	1	2	2.9	4				Bukhari et al. 2004
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP	<2	<2	<2	<4	<10			Clancy et al. 2004
<i>Cryptosporidium parvum</i>	MP	<3	<3	3-9	<11				Clancy et al. 2000
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP	<3	<3	3-6	<16				Clancy et al. 2000
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP	0.5	1	1.4	2.2				Morita et al. 2002
<i>Cryptosporidium parvum</i>	LP	2	<3	<3					Zimmer et al. 2003
<i>Cryptosporidium parvum</i>	MP	<1	<1	<1					Zimmer et al. 2003
<i>Encephalitozoon cuniculi</i> , microsporidia	LP	4	9	13					Marshall et al. 2003
<i>Encephalitozoon hellem</i> , microsporidia	LP	8	12	18					Marshall et al. 2003
<i>Encephalitozoon intestinalis</i> , microsporidia	LP & MP	<3	3	<6	6				Huffman et al. 2002
<i>Encephalitozoon intestinalis</i> , microsporidia	LP	3	5	6					Marshall et al. 2003
<i>Giardia lamblia</i> , gerbil infectivity assay	LP	<0.5	<0.5	<0.5	<1				Linden et al. 2002b
<i>Giardia lamblia</i>	LP	<10	~10	<20					Campbell et al. 2002
<i>Giardia lamblia</i>	LP	<2	<2	<4					Mofidi et al. 2002
<i>Giardia lamblia</i> , excystation assay	N/A	> 63							Rice and Hoff 1981
<i>Giardia lamblia</i> , excystation assay	N/A	40	180						Karanis et al. 1992
<i>Giardia muris</i> , excystation assay	N/A	77	110						Carlson et al. 1985
<i>G. muris</i> , cysts, mouse infectivity assay	N/A	<2	<6	10 + tailing					Craik et al. 2000
<i>Giardia muris</i>	MP	1	4.5	28 + tailing					Craik et al. 2000
<i>Giardia muris</i>	MP	<10	<10	<25	~60				Belosevic et al. 2001
<i>Giardia muris</i>	LP	<1.9	<1.9	~2	~2.3				Hayes et al. 2003
<i>Giardia muris</i>	LP	<2	<2	<4					Mofidi et al. 2002
<i>G. muris</i> , cysts	MP	<5	<5	5					Amoah et al. 2005

**Table 4. UV Doses for Multiple Log Reductions for Various Viruses**

Virus	Host	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) per Log Reduction						Reference
			1	2	3	4	5	6	
PRD-1 (Phage)	<i>S. typhimurium</i> Lt2	N/A	9.9	17.2	23.5	30.1			Meng and Gerba 1996
B40-8 (Phage)	<i>B. fragilis</i>	LP	11	17	23	29	35	41	Sommer et al. 2001
B40-8 (Phage)	<i>B. fragilis</i> HSP-40	LP	12	18	23	28			Sommer et al. 1998
MS2 (Phage)	<i>Salmonella typhimurium</i> WG49	N/A	16.3	35	57	83	114	152	Nieuwstad and Havelaar 1994



Table 4. (continued)

Virus	Host	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) per Log Reduction						Reference
			1	2	3	4	5	6	
MS2 DSM 5694 (Phage)	<i>E. coli</i> NCIB 9481	N/A	4	16	38	68	110		Wiedenmann et al. 1993
MS2 ATCC 15977-B1 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC 15977-B1	LP	15.9	34	52	71	90	109	Wilson et al. 1992
MS2 NCIMB 10108 (Phage)	<i>Salmonella typhimurium</i> WG49	N/A	12.1	30.1					Tree et al. 1997
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> K-12 Hfr	LP	21	36					Sommer et al. 1998
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> CR63	N/A	16.9	33.8					Rauth 1965
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> 15977	N/A	13.4	28.6	44.8	61.9	80.1		Meng and Gerba 1996
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> C3000	N/A	35						Battigelli et al. 1993
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC 15597	N/A	19	40	61				Oppenheimer et al. 1993
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> C3000	LP	20	42	69	92			Batch et al. 2004
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC 15597	LP	20	42	70	98	133		Lazarova and Savoye 2004
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC 15977	LP	20	50	85	120			Thurston-Enriquez et al., 2003
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> H5(plfamp)R	LP		45	75	100	125	155	Thompson et al. 2003
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> C3000	LP	20	42	68	90			Linden et al. 2002a
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> K-12	LP	18.5	36	55				Sommer et al. 2001
MS2 (Phage)	<i>E. coli</i> NCIMB 9481	N/A	14						Tree et al. 2005
PHI X 174 (Phage)	<i>E. coli</i> WG5	LP	2.2	5.3	7.3	10.5			Sommer et al. 1998
PHI X 174 (Phage)	<i>E. coli</i> C3000	N/A	2.1	4.2	6.4	8.5	10.6	12.7	Battigelli et al. 1993
PHI X 174 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC15597	N/A	4	8	12				Oppenheimer et al. 1993
PHI X 174 (Phage)	<i>E. coli</i> WG 5	LP	3	5	7.5	10	12.5	15	Sommer et al. 2001
PHI X 174 (Phage)	<i>E. coli</i> ATCC 13706	LP	2	3.5	5	7			Giese and Darby 2000
Staphylococcus aureus phage A 994 (Phage)	<i>Staphylococcus aureus</i> 994	LP	8	17	25	36	47		Sommer et al. 1989
Calicivirus canine	MDCK cell line	LP	7	15	22	30	36		Husman et al. 2004
Calicivirus feline	CRFK cell line	LP	7	16	25				Husman et al. 2004
Calicivirus feline	CRFK cell line	N/A	4	9	14				Tree et al. 2005
Calicivirus feline	CRFK cell line	LP	5	15	23	30	39		Thurston-Enriquez et al. 2003
Adenovirus type 2	A549 cell line	LP	20	45	80	110			Shin et al. 2005
Adenovirus type 2	Human lung cell line	LP	35	55	75	100			Ballester and Malley 2004
Adenovirus type 2	PLC / PRF / 5 cell line	LP	40	78	119	160	195	235	Gerba et al. 2002
Adenovirus type 15	A549 cell line (ATCC CCL-185)	LP	40	80	122	165	210		Thompson et al. 2003
Adenovirus type 40	PLC / PRF / 5 cell line	LP	55	105	155				Thurston-Enriquez et al. 2003
Adenovirus type 40	PLC / PRF / 5 cell line	LP	30	ND	ND	124			Meng and Gerba 1996
Adenovirus type 41	PLC / PRF / 5 cell line	LP	23.6	ND	ND	111.8			Meng and Gerba 1996
Poliovirus Type 1 ATCC Mahoney	N/A	N/A	6	14	23	30			Harris et al. 1987
Poliovirus Type 1 LSc2ab ()	MA104 cell	N/A	5.6	11	16.5	21.5			Chang et al. 1985

Table 4. (continued)

Virus	Host	Lamp Type	UV Dose (Fluence) (mJ/cm <sup>2</sup> ) per Log Reduction						Reference
			1	2	3	4	5	6	
Poliovirus Type 1 LSc2ab	BGM cell	LP	5.7	11	17.6	23.3	32	41	Wilson et al. 1992
Poliovirus 1	BGM cell line	N/A	5	11	18	27			Tree et al. 2005
Poliovirus 1	CaCo2 cell-line (ATCC HTB37)	LP	7	17	28	37			Thompson et al. 2003
Poliovirus 1	BGM cell line	LP	8	15.5	23	31			Gerba et al. 2002
Poliovirus Type Mahoney	Monkey kidney cell line Vero	LP	3	7	14	40			Sommer et al. 1989
Coxsackievirus B5	Buffalo Green Monkey cell line	N/A	6.9	13.7	20.6				Battigelli et al. 1993
Coxsackievirus B3	BGM cell line	LP	8	16	24.5	32.5			Gerba et al. 2002
Coxsackievirus B5	BGM cell line	LP	9.5	18	27	36			Gerba et al. 2002
Reovirus-3	Mouse L-60	N/A	11.2	22.4					Rauth 1965
Reovirus Type 1 Lang strain	N/A	N/A	16	36					Harris et al. 1987
Rotavirus SA-11	Monkey kidney cell line MA 104	LP	8	15	27	38			Sommer et al. 1989
Rotavirus SA-11	MA-104 cell line	N/A	7.6	15.3	23				Battigelli et al. 1993
Rotavirus SA-11	MA-104 cell line	N/A	7.1	14.8	25				Chang et al. 1985
Rotavirus SA-11	MA-104 cell line	LP	9.1	19	26	36	48		Wilson et al. 1992
Rotavirus	MA104 cells	LP	20	80	140	200			Caballero et al. 2004
Hepatitis A HM175	FRhK-4 cell	LP	5.1	13.7	22	29.6			Wilson et al. 1992
Hepatitis A	HAV/HFS/GBM	N/A	5.5	9.8	15	21			Wiedenmann et al. 1993
Hepatitis A HM175	FRhK-4 cell	N/A	4.1	8.2	12.3	16.4			Battigelli et al. 1993
Echovirus I	BGM cell line	LP	8	16.5	25	33			Gerba et al. 2002
Echovirus II	BGM cell line	LP	7	14	20.5	28			Gerba et al. 2002

## REFERENCES

- Amoah, K., Craik, S., Smith, D.W. and Belosevic, M. 2005. Inactivation of *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts by ultraviolet light in the presence of natural particulate matter, AQUA, J. Wat. Supply 54(3): 165-178.
- Ballester, N.A. and Malley, J.P. 2004. Sequential disinfection of adenovirus type 2 with UV-chlorine-chloramine, J. Amer. Wat. Works Assoc., 96(10): 97-102.
- Batch, L.F., Schulz, C.R. and Linden, K.G. 2004. Evaluating water quality effects on UV disinfection of MS2 coliphage, J. Amer. Wat. Works Assoc., 96(7): 75-87.
- Battigelli, D.A., Sobsey, M.D. and Lobe, D.C. 1993. The inactivation of Hepatitis A virus and other model viruses by UV irradiation, Wat. Sci. Tech., 27(3-4): 339-342.
- Belosevic, M., Craik, S.A., Stafford, J.L. Neumann, N.E., Kruihof, J. and Smith, D.W. 2001. Studies on the resistance/reaction of *Giardia muris* cysts and *C. parvum* oocysts exposed to medium-pressure ultraviolet radiation, FEMS Microbiol. Lett., 204(1): 197-204.
- Bolton J.R. and Linden, K.G. 2003. Standardization of methods for fluence (UV Dose) determination in bench-scale UV experiments. J. Environ. Eng. 129(3): 209-216.
- Bukhari, Z., Abrams, F. and LeChevallier, M. 2004. Using ultraviolet light for disinfection of finished water, Water Sci. Tech., 50(1): 173-178.
- Caballero, S., Abad, F.X., Loisy, F., Le Guyader, F.S., Cohen, J., Pinto, R.M. and Bosch, A. 2004. Rotavirus virus-like particles as surrogates in environmental persistence and inactivation studies, Appl. Env. Microbiol. 70(7): 3904-3909.
- Campbell, A.T. and Wallis, P. 2002. The effect of UV irradiation on human-derived *Giardia lamblia* cysts, Wat. Res., 36(4): 963-969.
- Carlson, D.A., Seabloom, R.V., DeWalle, F.B., Wetzler, T.F., Engeset, J., Butler, R., Wangsuphachart, S. and Wang, S. 1985. Ultraviolet disinfection of water for small water supplies. US EPA Report No. EPA/600/S2-85/092.
- Chang, J.C.H., Osoff, S.F., Lobe, D.C., Dorfman, M.H., Dumais, C.M., Qualls, R.G. and Johnson, J.D. 1985. UV inactivation of pathogenic and indicator microorganisms, Appl. Environ. Microbiol., 49(6): 1361-1365.

- Clancy, J.L., Bukhari, Z., Hargy, T.M., Bolton, J.R., Dussert, B.W. and Marshall, M.M. 2000. Using UV to inactivate *Cryptosporidium* – Even extremely low dosages of ultraviolet light can be highly effective for inactivating *Cryptosporidium* oocysts, J. Amer. Wat. Works Assoc., 92(9): 97-104.
- Clancy, J.L., Marshall, M.M., Hargy, T.M. and Korich, D.G. 2004. Susceptibility of five strains of *Cryptosporidium parvum* oocysts to UV light, J. Amer. Wat. Works Assoc., 96(3), 84-93.
- Craik, S.A., Finch, G.R., Bolton, J.R. and Belosevic, M. 2000. Inactivation of *Giardia muris* cysts using medium-pressure ultraviolet radiation in filtered water, Wat. Res., 34(18): 4325-4332.
- Craik, S.A., Weldon, D., Finch, G.R., Bolton, J.R. and Belosevic, M. 2001. Inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts using medium- and low-pressure ultraviolet radiation, Wat. Res., 35(6): 1387-1398.
- Gerba, C.P., Gramos, D.M. and Nwachuku, N. 2002. Comparative inactivation of enteroviruses and adenovirus 2 by UV light, Appl. Environ. Microbiol., 68(10): 5167-5169.
- Giese, N. and Darby, J. 2000. Sensitivity of microorganisms to different wavelengths of UV light: implications on modeling of medium pressure UV systems, Wat. Res., 34(16): 4007-4013.
- Harris, G.D., Adams, V.D., Sorensen, D.L. and Curtis, M.S. 1987. Ultraviolet inactivation of selected bacteria and viruses with photoreactivation of the bacteria, Wat. Res., 21(6): 687-692.
- Hayes, S.L., Rice, E.W., Ware, M.W. and Schaefer III, F.W. 2003. Low pressure ultraviolet studies for inactivation of *Giardia muris* cysts, J. Appl. Microbiol., 94(1): 54-59.
- Hijnen, W.A.M., Beerendonk, E.F. and Medema, G.J. 2006. Inactivation credit of UV radiation for viruses, bacteria and protozoan (oo)cysts in water; a review, Wat. Res., 40(1): 3-22.
- Hoyer, O. 1998. Testing performance and monitoring of UV systems for drinking water disinfection, Wat. Supply, 16(1-2): 424-429.
- Huffman, D.E., Gennaccaro, A., Rose, J.B. and Dussert, B.W. 2002. Low- and medium-pressure UV inactivation of microsporidia *Encephalitozoon intestinalis*, Wat. Res., 36(12): 3161-3164.
- Husman, A.M.D., Bijkerk, P., Lodder, W., Van den Berg, H., Pribil, W., Cabaj, A., Gehringer, P., Sommer, R. and Duizer, E. 2004. Calicivirus inactivation by nonionizing 253.7-nanometer-wavelength (UV) and ionizing (Gamma) radiation, Appl. Environ. Microbiol., 70(9): 5089-5093.
- Johnson, A.M., Linden, K., Ciociola, K.M., De Leon, R., Widmer, G. and Rochelle, P.A. 2005. UV inactivation of *Cryptosporidium hominis* as measured in cell culture, Appl. Environ. Microbiol., 71(5): 2800-2802.
- Joux, F., Jeffrey, W.H., Lebaron, P. and Mitchell, D. L. 1999. Marine bacterial isolates display diverse responses to UV-B radiation, Appl. Environ. Microbiol., 65(9): 3820-3827.
- Karanis, P., Maier, W.A., Seitz, H.M. and Schoenen, D. 1992. UV sensitivity of protozoan parasites, Aqua, 41: 95-100.
- Lazarova, V. and Savoye, P. 2004. Technical and sanitary aspect of wastewater disinfection by ultraviolet irradiation for landscape irrigation, Wat. Sci. Technol., 50(2): 203-209.
- Lilved, H. and Landfald, B. 1996. Influence of liquid holding recovery and photoreactivation on survival of ultraviolet-irradiated fish pathogenic bacteria, Wat. Res., 30(5): 1109-1114.
- Linden, K.G., Batch, L. and Schulz, C. 2002a. UV disinfection of filtered water supplies: water quality impacts on MS2 dose-response curves, Proceedings Amer. Wat. Works Assoc. Annu. Conf., Amer. Wat. Works Assoc., Denver, CO.
- Linden, K.G., Shin, G.-A., Faubert, G., Cairns, W. and Sobsey, M.D. 2002b. UV disinfection of *Giardia lamblia* cysts in water, Environ. Sci. Technol., 36(11): 2519-2522.
- Mamane-Gravetz, H. and Linden, K.G. 2004. UV disinfection of indigenous aerobic spores: Implications for UV reactor validation in unfiltered waters, Wat. Res., 38(12): 2898-2906.
- Marshall, M.M., Hayes, S., Moffett, J., Sterling, C.R. and Nicholson, W.L. 2003. Comparison of UV inactivation of three *Encephalitozoon* species with that of spores of two DNA repair-deficient *Bacillus subtilis* biosimetry strains, Appl. Environ. Microbiol., 69(1): 683-685.
- Martin, E.L., Reinhardt, R.L., Baum, L.L., Becker, M.R., Shaffer, J.J. and Kokjohn, T.A. 2000. The effects of ultraviolet radiation on the moderate halophile *Halomonas elongata* and the extreme halophile *Halobacterium salinarum*, Can. J. Microbiol., 46(2): 180-187.
- Maya, C., Beltran, N., Jimenez, B. and Bonilla, P. 2003. Evaluation of the UV disinfection process in bacteria and amphizoic amoebae inactivation, Wat. Sci. Technol.: Wat. Supply, 3(4): 285-291.
- Meng, Q.S. and Gerba, C.P. 1996. Comparative inactivation of enteric adenoviruses, poliovirus and coliphages by ultraviolet irradiation, Wat. Res., 30(11): 2665-2668.
- Mofidi, A.A., Meyer, E.A., Wallis, P.M., Chou, C.I., Meyer, B.P., Ramalingam, S. and Coffey, B.M. 2002. The effect of UV light on the inactivation of *Giardia lamblia* and *Giardia muris* cysts as determined by animal infectivity assay, Wat. Res., 36(8): 2098-2108.
- Morita, S., Namikoshi, A., Hirata, T., Oguma, K., Katayama, H., Ohgaki, S., Motoyama, N. and Fujivara, M. 2002. Efficacy of UV irradiation in inactivating *C. parvum* oocysts, Appl. Environ. Microbiol., 68(11): 5387-5393.
- Nieuwstad, T.J. and Havelaar, A.H. 1994. The kinetics of batch ultraviolet inactivation of bacteriophage MS2 and microbiological calibration of an ultraviolet pilot plant, J. Environ. Sci. Health, A29(9): 1993-2007.
- Oguma, K., Katayama, H. and Ohgaki, S. 2002. Photoreactivation of *E. coli* after low- or medium-pressure UV disinfection determined by an endonuclease sensitive site assay, Appl. Environ. Microbiol., 68(12): 6029-6035.
- Oguma, K., Katayama, H. and Ohgaki, S. 2004. Photoreactivation of *Legionella pneumophila* after inactivation by low- or medium-pressure ultraviolet lamp, Wat. Res., 38(11): 2757-2763.
- Oppenheimer, J.A., Hoagland, J.E., Laine, J.-M., Jacangelo, J.G. and Bhamrah, A. 1993. Microbial inactivation and characterization of toxicity and by-products occurring in reclaimed wastewater disinfected with UV radiation, Conf. on Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems, Whippany, NJ, May 23-25, 1993, Wat. Environ. Fed., Alexandria, VA.

- Otaki, M., Okuda, A., Tajima, K., Iwasaki, T., Kinoshita, S. and Ohgaki, S. 2003. Inactivation differences of microorganisms by low pressure UV and pulsed xenon lamps, *Wat. Sci. Technol.*, 47(3): 185-190.
- Rauth, A.M. 1965. The physical state of viral nucleic acid and the sensitivity of viruses to ultraviolet light, *Biophys. J.*, 5: 257-273.
- Rice, E.W. and Hoff, J.C. 1981. Inactivation of *Giardia lamblia* cysts by ultraviolet irradiation, *Appl. Environ. Microbiol.*, 42(3): 546-547.
- Shin, G.-A., Linden, K.G. and Sobsey, M.D. 2000. Comparative inactivation of *Cryptosporidium parvum* oocysts and coliphage MS2 by monochromatic UV radiation, *Proceedings of Disinfection 2000: Disinfection of Wastes in the New Millennium*, New Orleans, Water Environment Federation, Alexandria, VA.
- Shin, G.-A., Linden, K.G., Arrowood, M.J. and Sobsey, M.D. 2001. Low-pressure UV inactivation and DNA repair potential of *C. parvum* oocysts, *Appl. Environ. Microbiol.*, 67(7): 3029-3032.
- Shin, G.A., Linden, K.G. and Sobsey, M.D. 2005. Low pressure ultraviolet inactivation of pathogenic enteric viruses and bacteriophages, *J. Environ. Engr. Sci.*, 4: S7-S11.
- Sommer, R., Weber, G., Cabaj, A., Wekerle, J., Keck, G., and Schaubberger, G. 1989. UV inactivation of microorganisms in water. *Zbl. Hyg.* 189: 214-224.
- Sommer, R., Haider, T., Cabaj, A., Pribil, W. and Lhotsky, M. 1998. Time dose reciprocity in UV disinfection of water, *Water Sci. Technol.*, 38(12): 145-150.
- Sommer, R., Cabaj, A., Sandu, T. and Lhotsky, M. 1999. Measurement of UV radiation using suspensions of microorganisms, *J. Photochem. Photobiol.*, 53(1-3): 1-5.
- Sommer, R., Lhotsky, M., Haider, T. and Cabaj, A. 2000. UV inactivation, liquid-holding recovery, and photoreactivation of *E. coli* O157 and other pathogenic *E. coli* strains in water, *J. Food Protection*, 63(8): 1015-1020.
- Sommer, R., Pribil, W., Appelt, S., Gehringer, P., Eschweiler, H., Leth, H., Cabaj, A. and Haider, T. 2001. Inactivation of bacteriophages in water by means of non-ionizing (UV-253.7 nm) and ionizing (gamma) radiation: A comparative approach, *Wat. Res.*, 35(13): 3109-3116.
- Thurston-Enriquez, J.A., Haas, C.N., Jacangelo, J., Riley, K. and Gerba, C.P. 2003. Inactivation of feline calicivirus and adenovirus type 40 by UV radiation, *Appl. Environ. Microbiol.*, 69(1): 577-582.
- Thompson, S.S., Jackson, J.L., Suva-Castillo, M., Yanko, W.A., Jack, Z.E., Kuo, J., Chen, C.L., Williams, F.P. and Schnurr, D.P. 2003. Detection of infectious human adenoviruses in tertiary-treated and ultraviolet-disinfected wastewater, *Wat. Environ. Res.*, 75(2): 163-170.
- Tosa, K. and Hirata, T. 1998. HRWM-39: Photoreactivation of *Salmonella* following UV disinfection, *IAVQ 19th Biennial International Conference*, Vol. 10, Health-Related Water Microbiology.
- Tosa, K. and Hirata, T. 1999. Photoreactivation of enterohemorrhagic *E. coli* following UV disinfection, *Wat. Res.*, 33(2): 361-366.
- Tree, J.A., Adams, M.R. and Lees, D.N. 1997. Virus inactivation during disinfection of wastewater by chlorination and UV irradiation and the efficacy of F+ bacteriophage as a 'viral indicator', *Wat. Sci. Technol.*, 35(11-12): 227-232.
- Tree, J.A., Adams, M.R. and Lees, D.N. 2005. Disinfection of feline calicivirus (a surrogate for Norovirus) in wastewaters, *J. Appl. Microbiol.*, 98: 155-162.
- Wiedenmann, A., Fischer, B., Straub, U., Wang, C.-H., Flehmig, B. and Schoenen, D. 1993. Disinfection of Hepatitis A virus and MS-2 coliphage in water by ultraviolet irradiation: Comparison of UV-susceptibility, *Wat. Sci. Tech.*, 27(3-4): 335-338.
- Wilson, B.R., Roessler, P.F., Van Dellen, E., Abbaszadegan, M. and Gerba, C.P. 1992. Coliphage MS-2 as a UV water disinfection efficacy test surrogate for bacterial and viral pathogens, *Proceedings, Water Quality Technology Conference*, Nov 15-19, 1992, Toronto, Canada, pp. 219-235, Amer. Wat. Works Assoc., Denver, CO.
- Wu, Y., Clevenger, T. and Deng, B. 2005. Impacts of goethite particles on UV disinfection of drinking water, *Appl. Environ. Microbiol.*, 71(7): 4140-4143.
- Yaun, B.R., Sumner, S.S., Eifert, J.D. and Marcy, J.E. 2003. Response of *Salmonella* and *E. coli* O157:H7 to UV energy, *J. Food Protection*, 66(6): 1071-1073.
- Zimmer, J.L. and Slavson, R.M. 2002. Potential repair of *E. coli* DNA following exposure to UV radiation from both medium- and low-pressure UV sources used in drinking water treatment, *Appl. Environ. Microbiol.*, 68(7): 3293-3299.
- Zimmer, J.L., Slavson, R.M. and Huck, P.M. 2003. Inactivation and potential repair of *C. parvum* following low- and medium-pressure ultraviolet irradiation, *Wat. Res.*, 37(14): 3517-3523.

## ANNEXE B: Exemple de calculs de fluence

$$\text{Fluence (mW/cm}^2\text{)} = E_0 * \text{Facteur de Pétri} * \text{Facteur de réflexion} * \text{Facteur d'eau} * \text{Facteur de divergence} * t \text{ (en sec.)}$$

**Facteur de Petri** : 0.98 tel que déterminé par Louise-Michelle Verrier (voir Annexe III)

**Facteur de réflexion** : 0.975 ( $R=0.025$  d'après la loi de Frensel (Meyer-Arendt, 1984))

$$\text{Facteur de divergence} : = \frac{L^2}{(L+x)^2} = \frac{90^2}{(90+1)^2} = 0.99$$

où  $L$  : distance entre la lampe et l'eau

$x$  : distance à parcourir dans le liquide

$$\text{Facteur d'eau} = \frac{1-10^{-al}}{al \ln(10)} \text{ avec } l = 1 \text{ cm, si absorbance } a = 0.27$$

$$\text{Facteur d'eau} = 0.62$$

**La valeur d'irradiance (E) de base qui était utilisée était 0.046 mW/cm<sup>2</sup>**

Donc :

Pour une fluence voulue de 50 mJ/cm<sup>2</sup>

$$t \text{ (en sec.)} = \frac{50}{0.046 * 0.98 * 0.975 * 0.99 * 0.62}$$

$$= 1853 \text{ secondes d'exposition ou 30min. 53sec.}$$

# ANNEXE C: Calcul du facteur de Pétri

Tube #1								
cm	-4	-3	-2	-1	1	2	3	4
-4			0,047	0,046	0,047	0,044		
-3		0,046	0,049	0,048	0,049	0,046	0,046	
-2	0,046	0,047	0,045	0,045	0,049	0,048	0,045	0,044
-1	0,045	0,046	0,046	0,046	0,047	0,049	0,047	0,046
1	0,045	0,044	0,048	0,048	0,046	0,047	0,046	0,045
2	0,044	0,048	0,046	0,048	0,048	0,048	0,043	0,044
3		0,047	0,045	0,045	0,047	0,048	0,044	
4			0,044	0,045	0,046	0,043		

Facteur Pétri 0,987

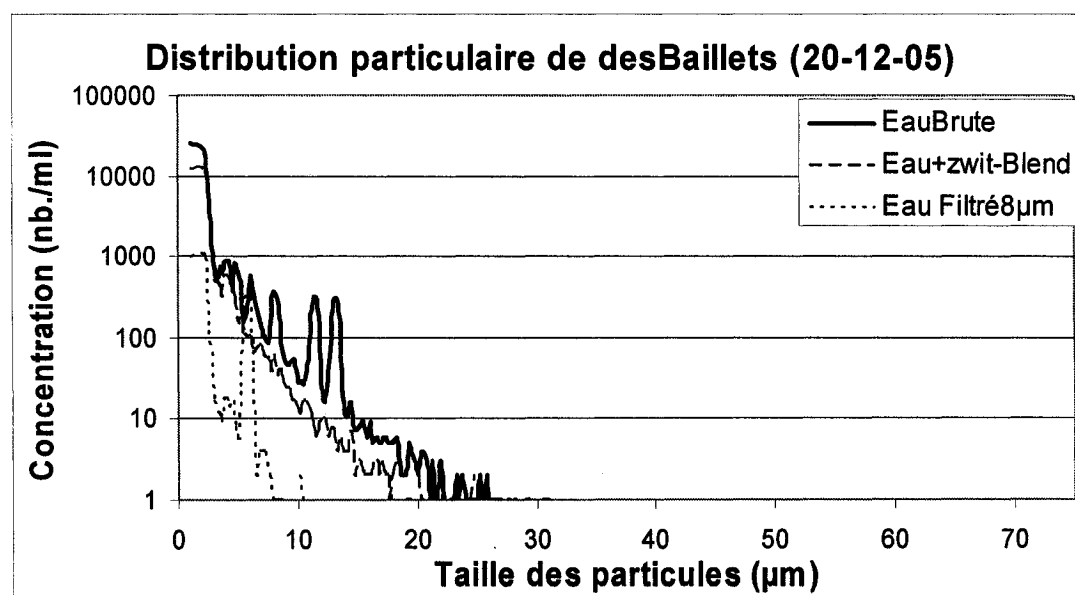
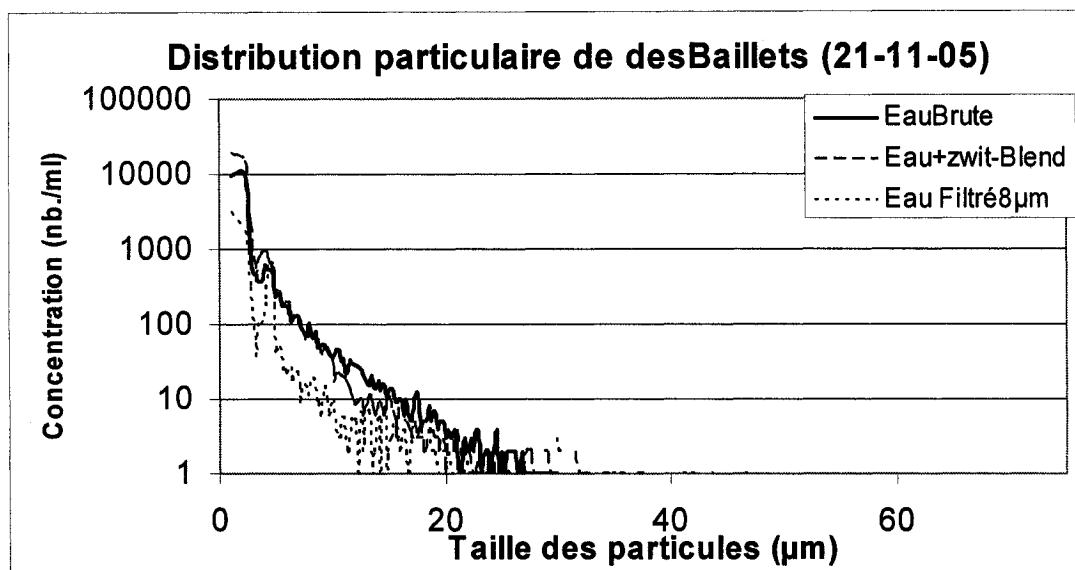
Tube #2								
cm	-4	-3	-2	-1	1	2	3	4
-4			0,047	0,047	0,048	0,048		
-3		0,048	0,049	0,049	0,049	0,049	0,048	
-2	0,046	0,046	0,047	0,047	0,047	0,046	0,047	0,046
-1	0,044	0,044	0,045	0,048	0,045	0,044	0,043	0,042
1	0,043	0,045	0,046	0,049	0,048	0,046	0,044	0,044
2	0,043	0,045	0,046	0,046	0,047	0,047	0,047	0,045
3		0,045	0,045	0,047	0,047	0,045	0,045	
4			0,046	0,046	0,047	0,044		

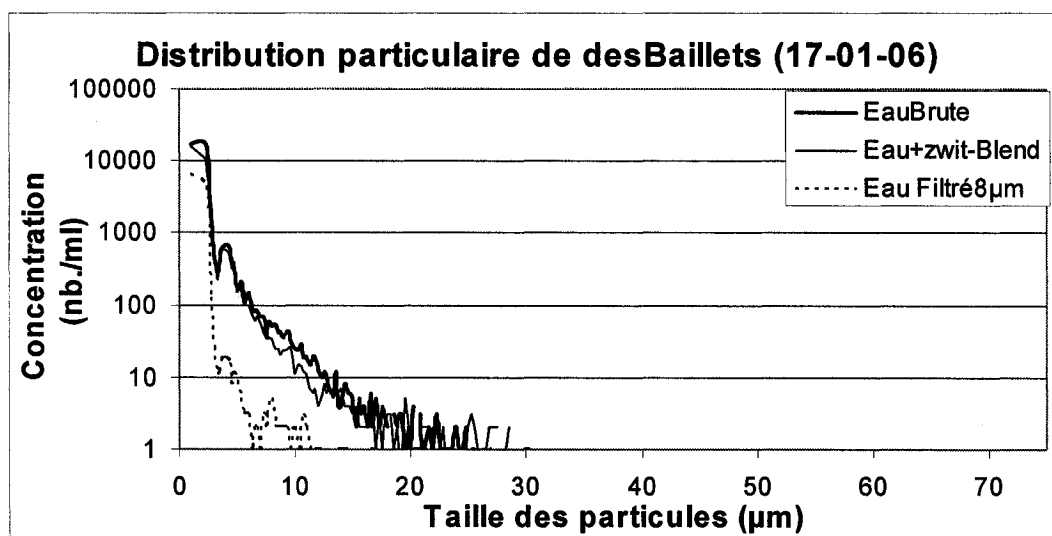
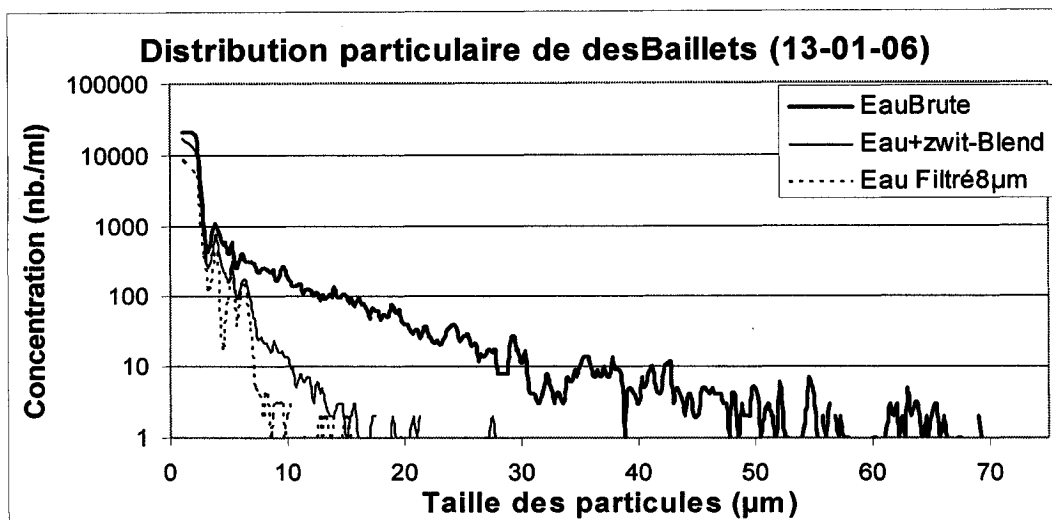
Facteur Pétri 0,968

Tiré du mémoire de Louise-Michelle Verrier pour qui une partie de l'expérimentation a utilisée le même montage UV .

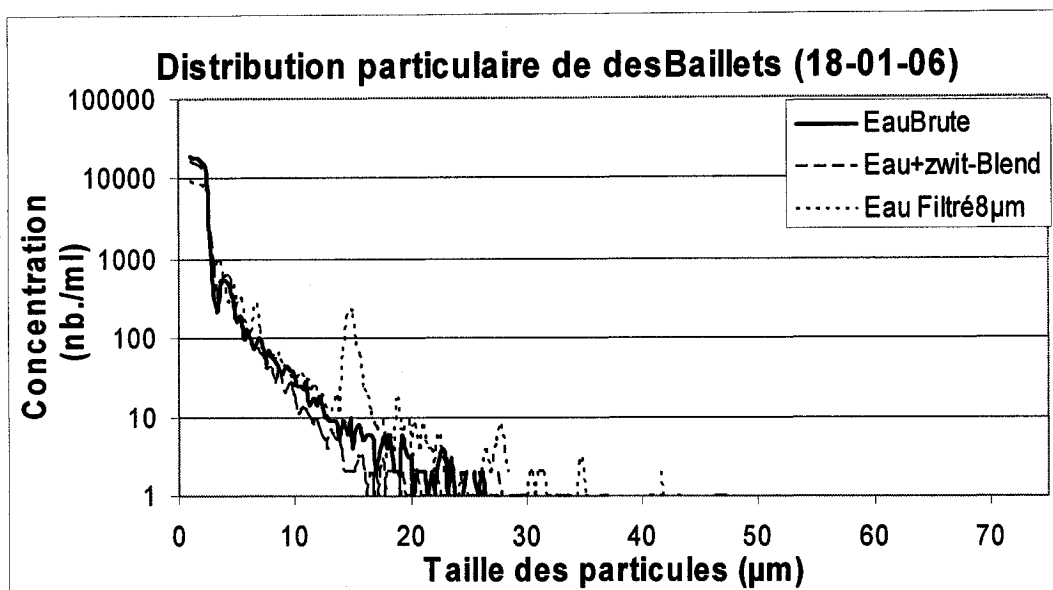
**ANNEXE D: Profil de distribution particulaire individuel pour tous les échantillons prélevés pour effectuer des essais UV**

**a) Échantillons du Fleuve St-Laurent**

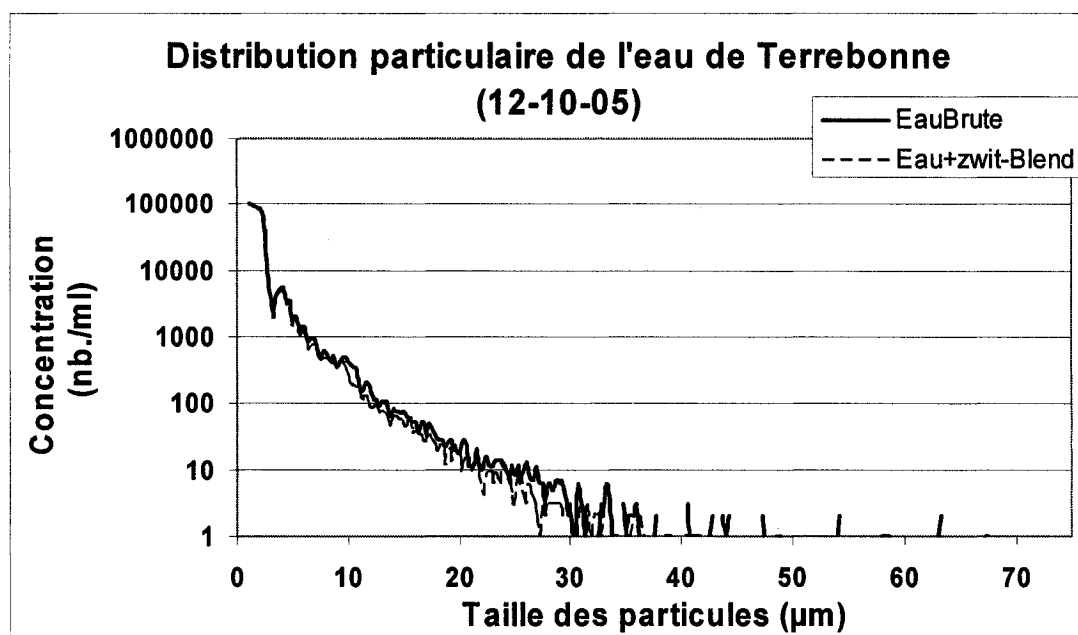


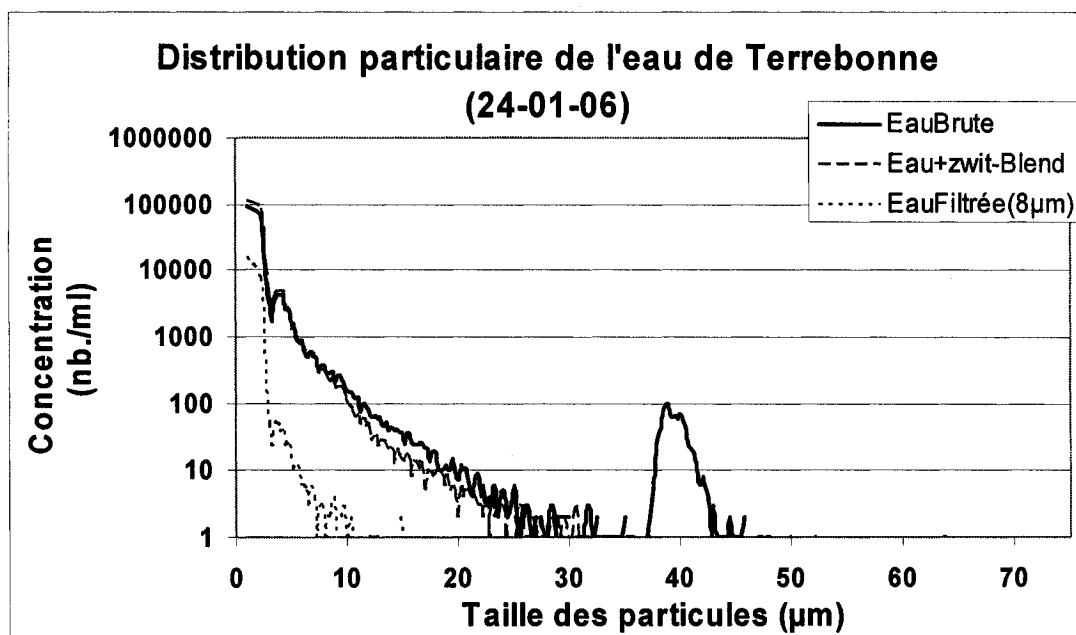
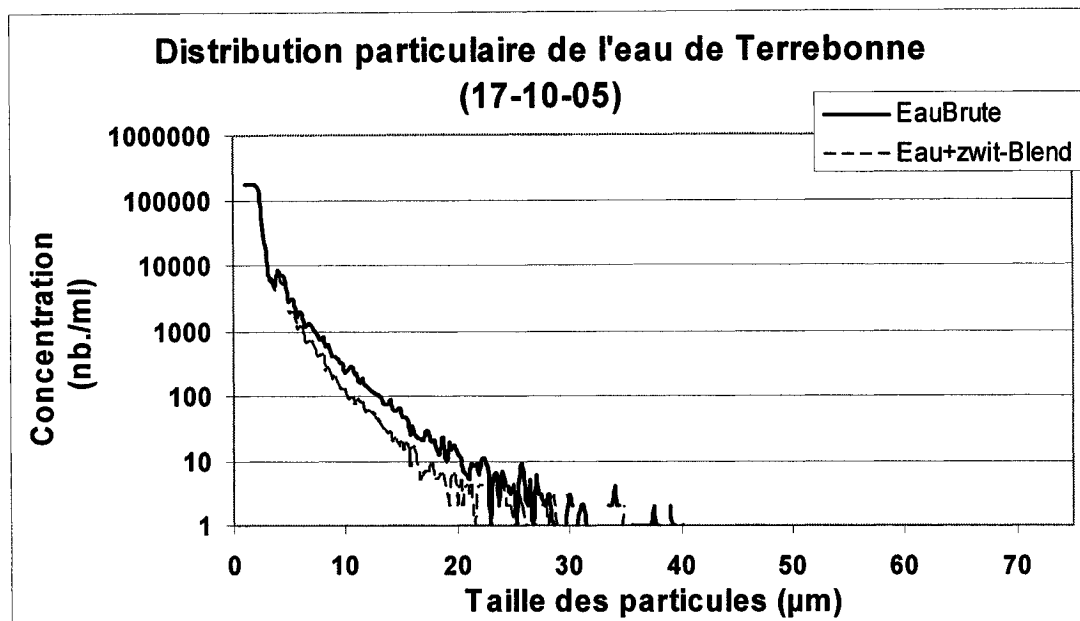


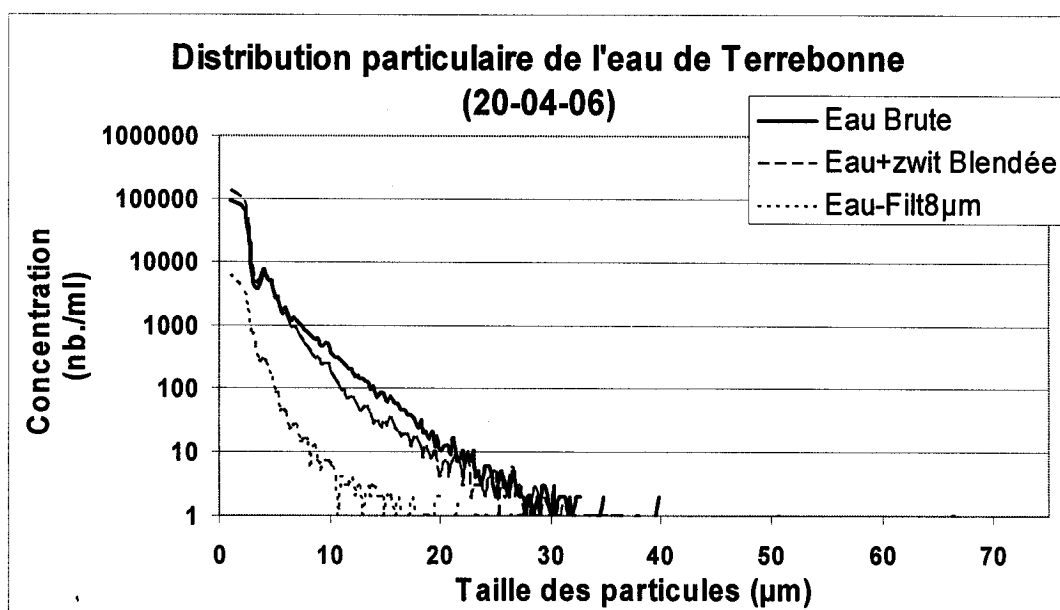
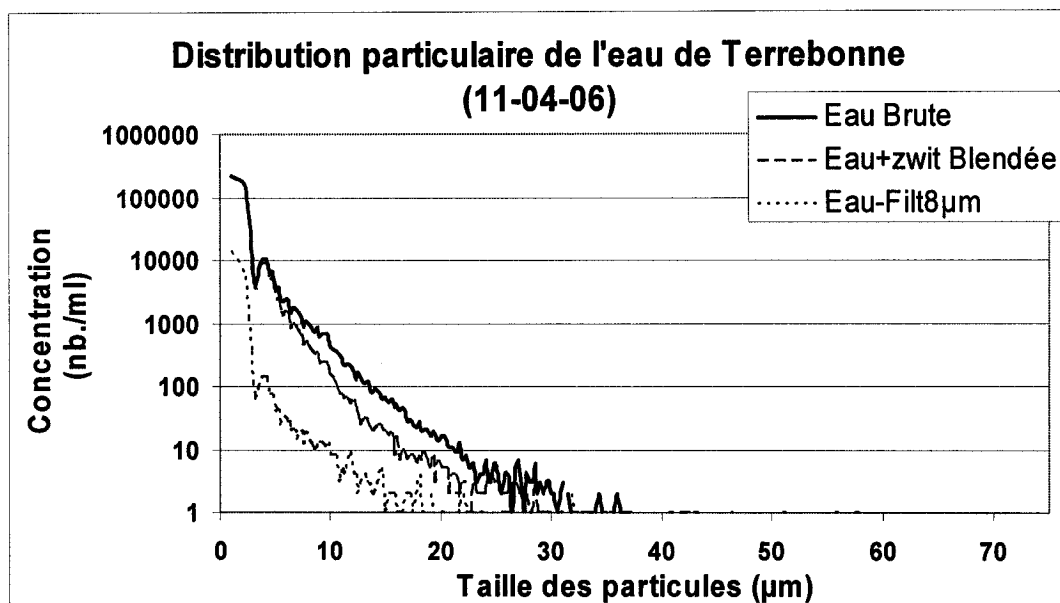




**b) Échantillons de la Rivière des Milles Îles**





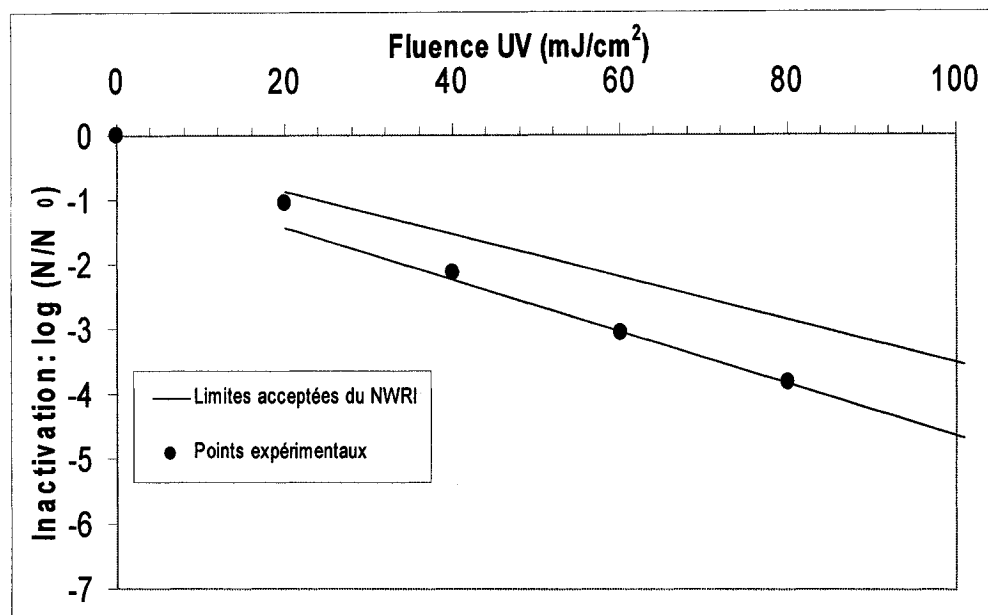


## ANNEXE E: Validation du montage UV de l'IAF

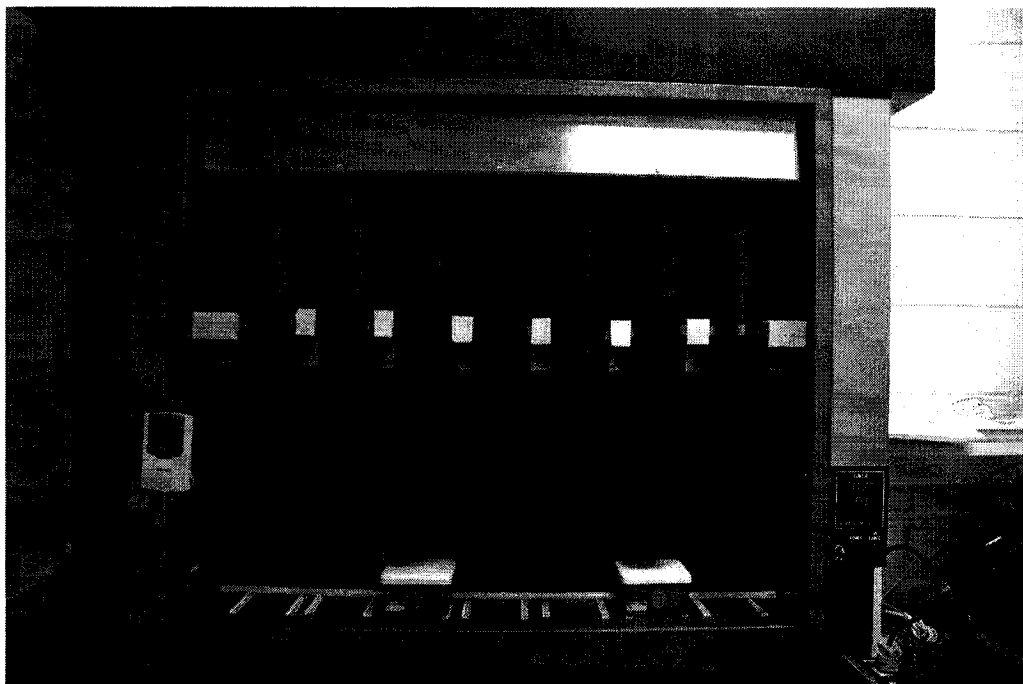
La validation du montage a été effectuée avec des phages MS2. Généralement, un montage à faisceau collimaté ne nécessite pas de validation, les bactériophages MS2 sont plutôt utilisés comme indicateur biodosimétrique afin d'évaluer la dose transmise par un vrai réacteur en continu. N'empêche que des essais d'inactivation ont été effectués avec MS2 afin de vérifier si nos techniques de manipulations étaient adéquates.

D'abord, la souche *E.coli* ATCC 15597 était utilisée comme bactérie hôte pour les phages MS2. Le milieu nutritif utilisé était de type « tryptic soy ». La souche *E.coli* était cultivée dans un bouillon nutritif appelé « tryptic soy broth » (TSB), pendant 24h à 37°C afin que les phages soient mis en contact avec une souche bactérienne fraîche et active. En plus du bouillon, deux autres milieux de culture devaient être préparés. Un milieu solide appelé « tryptic soy agar » (TSA) et un dernier étant un mélange de TSA et de TSB, plus précisément du TSB + 1,5% agar (agar mou). Ce dernier reste liquide à température de 49°C mais qui se solidifie à la température de la pièce. La fluence était déterminée tel que décrit dans l'annexe B. Des Pétris contenant 50 mL d'eau nanopure ont été inoculés avec une concentration définie de phages MS2. Pendant la phase d'irradiation, la solution était constamment et délicatement mélangée par un agitateur magnétique. Cinq niveaux de fluence ont été testés, soit; 0, 20, 40, 60 et 80 mJ/cm<sup>2</sup> où chaque dose était effectuée en réplicat (deux Pétris). Pour effectuer le titrage des phages MS2 suite aux irradiations, 1 mL de la solution de phages était mélangée avec 1 mL de solution de culture d'*E.coli* ATCC 15597 (préalablement incubé pendant les 24h précédentes) dans la solution d'agar mou à 49°C, le tout était ensuite coulé dans un Pétri de TSA. Pour chaque fluence d'UV testée, trois dilutions de la solution de phages ont été inoculées avec la bactérie hôte afin d'obtenir une quantité de plaque de lyses adéquates ( $20 < x < 300$ ). Après une incubation de 24h à 37°C, les plaques de lyses ont été dénombrées.

## Résultats de validation MS2



\*Afin que nos essais avec les MS2 soient valides, les points expérimentaux devaient se trouver entre les lignes définies par le National Water Research Institute (NWRI).



Photographie du montage UV avec faisceau colimaté appartenant à l'Institut Armand-Frappier

**ANNEXE F: Blending and Filtration Effects on UV Kinetics of Indigenous Spores****Article Soumis à la revue JAWWA en Juillet 2006****BLENDING AND FILTRATION EFFECTS ON UV KINETICS OF  
INDIGENOUS SPORES**

Gabriel Chevretils, Éric Caron, Benoit Barbeau, Pierre Payment, Michèle Prévost

**4.1 ABSTRACT**

A UV irradiation protocol was developed and applied on samples from a high quality surface water, a surface water impacted by municipal wastewater effluents, combined sewer overflows, and a municipal wastewater. Samples were either dispersed by a combination of high speed blending (8,000 rpm) and the addition of a surfactant (Zwittergent 3-12) before UV or after UV irradiation, or filtered on 8  $\mu\text{m}$  prior to irradiation and then blended. Results were described by using a parallel Chick-Watson model which allows for the definition of tailing. Inactivation results showed no tailing for the high quality water. However tailing was present for almost all the other samples. Blending and filtration were shown to increase inactivation rates and decrease tailing levels for all water with higher turbidity and particle content. Filtration on 8  $\mu\text{m}$  removed tailing on all samples on which tailing was observed.

**4.2 INTRODUCTION**

Ultraviolet (UV) light disinfection, already widely used to disinfect wastewater, is the object of growing interest in the drinking water industry because of its unique ability to inactivate *Cryptosporidium* (Clancy et al. 1998). However, some water quality parameters, such as absorbance, can affect the performance of this technology. Particulate matter can also considerably undermine the process performance by absorbing, dispersing or blocking UV light, which reduces the amount of energy actually reaching the organisms present in the water (Qualls et al. 1983a). The effect of the presence of particles on the UV inactivation of coliform bacteria in wastewater effluents is well documented (Jolis et al. 2001; Loge et al. 2001; Emerick et al. 2000;

Emerick et al. 1999; Loge et al. 1999; Parker et al. 1995; Emerick et al. 1993; Scheible, 1987; Qualls et al. 1985; Qualls et al. 1983a). Most authors agree that the tailing in inactivation, commonly observed for fluences over 30 mJ/cm<sup>2</sup>, is the result of the protection of bacteria by the flocs present in wastewater effluents (Loge et al. 2001; Parker et al. 1995; Scheible, 1987). This phenomenon can limit the level of disinfection that can be achieved.

Most of the recent research on the interference caused by particles in drinking water was conducted using seeded organisms, and much of it using synthetic water (USEPA, 2003). Batch et al. (2004) observed a similar degree of inactivation of seeded MS2 viruses spiked into treated waters with variable turbidity. Passantino et al. (2004) did not detect any protection of seeded MS2 in unfiltered surface water, even when the turbidity was increased to 12 NTU using clay particles. These results are in agreement with previous studies (Wobma et al. 2004; Oppenheimer et al. 2002; Passantino et al. 2001). Mamane-Gravetz and Linden (2004a) do not report any notable differences in the inactivation of seeded *Bacillus subtilis* spores in water loaded with clay particles to increase turbidity up to 5 NTU. They did note a small decrease of inactivation following flocculation using alum. Similar conclusions were reached in studies on the inactivation of seeded *Cryptosporidium parvum* and *Giardia muris* (oo)cysts in waters of varying turbidity (Oppenheimer et al. 2002; Craik et al. 2002). These studies provide insight into the effects of the dispersion of UV light by particles and the adsorption of organisms onto particles in drinking water sources. However, they do not address the impact of the shielding of UV light by naturally occurring particles containing one or more organisms.

Particles can be generated in the laboratory to address the issue of the protective effect of embedment while still using seeded organisms such as MS2 coliphage. This approach is especially relevant to studying the impact of coagulation and flocculation on the resistance of floc associated microorganisms in downflow disinfection processes. The formation of particles by the addition of alum did not provide additional protection to indigenous coliform bacteria in a bench-scale experiment (Cantwell et al. 2005b). In opposition, the addition of elevated concentrations of humic substances (200 mg/L)

and organic wastewater particles of significantly decreases the level of inactivation of MS2 coliphage and T4 bacteriophage under conditions of high turbidity (turbidity of 70-100 NTU) and very high DOC (Templeton et al. 2005).

When considering the potential impact of turbidity and particles on UV disinfection of unfiltered water, the impact of natural particles found in the source can be assessed. The most direct approach to achieve this goal is to measure the inactivation of particle associated indigenous organisms such as the spores of aerobic spore-forming bacteria (SASFB). SASFB are naturally present in surface water and are principally of the genus *Bacillus*, which are usually not pathogenic (Rice et al. 1996). Their increase in concentration in surface waters can be correlated with an increase of turbidity (Nieminski et al. 2000), and is often observed after significant rainfall and the resulting soil washout (Rice et al. 1996). Most often, SASFB are present in sufficient numbers in surface waters to allow their decrease to be measured along a treatment process (Nieminski et al. 2000), and enumerating them is easy, fast, low cost and reliable (Barbeau et al. 1997). The results of inactivation assays found in the literature show that spores of pure strains of *B. subtilis* are very resistant to UV (Table 4.1) (Mamane-Gravetz et al. 2004b; Nicholson et al. 1999; Sommer et al. 1999; Sommer et al. 1998; Chang et al. 1985). Spores indigenous to surface waters (Mamane-Gravetz et al. 2004b) and to soils (Nicholson et al. 1999) are more even resistant than those from pure or cultivated laboratory strains. Indigenous SASFB offer the advantage of studying the interaction between microorganisms and particles present naturally in waters without the need to seed organisms or to add synthetic turbidity and organic matter. The elevated resistance of SASFB to UV is also an advantage because of the expanded scale of their response when compared to that of *Cryptosporidium*, which allows small but significant effects on water quality to be measured. Mamane-Gravetz et al. (2004b) report a linear inactivation kinetics of indigenous aerobic spores during collimated beam assays using surface water from six different sources. No tailing or other effects of turbidity or particle presence were noted in waters with moderate turbidity (<5 NTU). Similarly, Cantwell et al. (2005a) observed a linear inactivation kinetics of



indigenous aerobic spores during pilot plant assays with surface water containing over 8,000 particles between 10 and 50  $\mu\text{m}$  in size/100 mL.

#### 4.3 OBJECTIVE

The primary objective of this project was to study the inactivation of indigenous SASFB in three source waters to evaluate if their natural state of aggregation or association with particles offers them any significant protection from by 254 nm ultraviolet (UV) light. The impact of particles was estimated by studying the effect of physico-chemical dispersion and membrane filtration (8  $\mu\text{m}$ ) on the inactivation rates of SASFB in high-quality surface water, in surface water impacted by municipal wastewater and in wastewater. The dispersion step causes partial break-ups of aggregates and particles. Membrane filtration reveals the impact of the removal of large particles and provides an estimation of the proportion of the total spore population that is either not associated with particles or present in large agglomerates. The secondary objective was to monitor the impact of temporal variations in water quality on the trends observed.

#### 4.4 MATERIAL AND METHODS

##### 4.4.1 Source waters

Inactivation assays were conducted using three source waters with varying physical, chemical and microbial characteristics. Ranges of water quality characteristics are presented in Table 4.2. The Charles DesBaillets water treatment plant (WTP) (Montreal, QC) draws its water from a channel of the St Lawrence River and is considered a high-quality surface waters with low turbidity (<1.5 NTU) and TOC (<2.4 mg C/L). Raw water from the Mille-Îles River was collected at the intake of the Régie Intermunicipale des Moulins WTP. This source water is characterized by a high organic content (TOC  $\approx$  6 mg C/L) and varying turbidity (10 to >35 NTU), and is impacted by wastewater effluents and combined sewer overflows, as indicated by the rather high fecal coliform concentrations. Finally, screened raw wastewater from the Communauté Urbaine de Montréal Plant was used to represent the condition of extreme adverse

potential contamination ( $>10$  mg C/L TOC;  $>35$  NTU) of a source water. Thirteen sampling campaigns were conducted between October 2005 and April 2006. Samples were collected, shipped on ice, maintained at  $4^{\circ}\text{C}$  upon reception and analyzed within 24 h.

#### 4.4.2 Spores of aerobic spore-forming bacteria (SASFB): enumeration, physico-chemical parameters and particle-counting

SASFB were enumerated using the method of Barbeau et al. (1997), as follows: samples are filtered on a membrane<sup>1</sup> with a porosity of  $0.45\text{ }\mu\text{m}$  ( $47\text{ mm}$  diameter) and subsequently placed on Petri pads containing  $1.5\text{ mL}$  of Tryptic Soy Broth (TSB) and TTC<sup>2</sup>. The Petri pads are pasteurized in a water bath at  $75^{\circ}\text{C}$  for 15 minutes in waterproof bags to inactivate the active microbial flora and stimulate spore germination. Finally, the Petri pads are incubated at  $35^{\circ}\text{C}$  for 24 h. Fecal coliforms were enumerated following method 9222D (American Public Health Association (APHA), 1998). Total and dissolved organic carbon were measured with a TOC analyzer<sup>3</sup>. Turbidity was measured with a turbidimeter<sup>4</sup>. Alkalinity and pH were measured with probes following methods 2320B and 4500H (American Public Health Association (APHA), 1998) respectively. Hardness was measured by titration following standard method 2340C (American Public Health Association (APHA), 1998). Particles were counted using image analysis with a Dynamic Particle Analyzer<sup>5</sup> (DPA).

#### 4.4.3 Low-pressure collimated beam apparatus and fluence rate measurement

Inactivation assays were conducted using a collimated beam apparatus equipped with two low-pressure monochromatic mercury lamps. UV rays were directed along a collimating tube. Fluence rate was measured with a radiometer<sup>6</sup> calibrated against a NIST standard with a precision of  $\pm 6.5\%$ .

#### 4.4.4 Fluence calculation

The fluence rate applied in the reactors was adjusted prior to the calculation of the necessary irradiation time for a given fluence, in agreement with the standard method

proposed by Bolton and Linden (2003). Four correction factors were applied to take into consideration: (i) the non-homogeneity of the fluence rate at the surface of the reactors; (ii) the reflection of a fraction of the incident UV light at the air-water interface; (iii) the divergence of the light beams; (iv) the absorbance of the water at 253.7 nm. Absorbance was measured with a spectrophotometer<sup>7</sup> equipped with an integrating sphere<sup>8</sup>. To allow the irradiation of large volumes of water (50 mL), Petri dishes of a diameter of 9 cm were used. With this configuration, water depth was 1 cm. Reactors were placed on stir plates and stirred gently during irradiation.

#### 4.4.5 UV irradiation and dispersion protocol

The protocol used in this study is a modified version of the one proposed by Parker and Darby (1995) for wastewaters. The protocol presented schematically in Figure 4.1 allows the comparison of three conditions: i) non-dispersed spores (ND): raw water samples are submitted to UV irradiation without any pre-treatment, after which the samples are blended (as described later) to disperse the naturally occurring particles or aggregates prior to enumeration; ii) dispersed spores (D): samples are blended prior to UV irradiation to evaluate the role of spore aggregation and/or embedment in particles on UV inactivation; and iii) filtered spores (F8): samples are filtered through 8  $\mu\text{m}$  pore membranes, after which the filtered samples are irradiated and then blended to disperse spores prior to enumeration. Dispersion is achieved by blending<sup>9</sup> the water for 4 minutes at 8,000 rpm with 100 mg/L Zwittergent 3-12<sup>10</sup>. Two-minute rest intervals followed each minute of blending to minimize any increase in water temperature and the presence of foaming. Dosage results of enumeration were selected from tests using various amounts of components included in Camper's solution (Camper et al. 1985). To verify whether or not blending increases the susceptibility of spores to UV, a suspension of *Bacillus subtilis* spores (ATCC 6633) seeded in ultrapure water with 100 mg/L of Zwittergent 3-12 was formed. Results show no significant difference on the susceptibility of spores at a fluence of 20  $\text{mJ}/\text{cm}^2$  before and after blending. For the purposes of this paper, mechanical blending with 100 mg/L Zwittergent 3-12 is referred to as "blending", unless specified otherwise.

#### 4.4.6 Data analysis

Initial spore concentrations ( $N_0$ ) were determined as the arithmetic mean of a minimum of three blended raw waters in a replicate analysis. For filtered waters, initial spore concentration was obtained from post-filtration samples.

Data from individual inactivation assays were analyzed using a parallel Chick Watson model, while a linear regression model was applied to aggregated data for each treatment (ND, D and F8). The parallel Chick-Watson model, as described by Barbeau et al. (2005), allows for the description of tailing which occurred in most samples.

$$\log_{10}(N/N_0) = \log_{10}[(1-m)10^{-k_s H} + m10^{-k_a H}] \quad (1)$$

$k_s$  represents the rate of inactivation of single spores ( $\text{cm}^2/\text{mJ}$ ),  $k_a$  the rate of inactivation of aggregated or resistant spores ( $\text{cm}^2/\text{mJ}$ ),  $m$  the fraction of the resistant spore population or present as aggregates, and  $H$  the fluence ( $\text{mJ}/\text{cm}^2$ ). This model reduces to the standard Chick-Watson model for the following conditions:  $m = 0$ ,  $m = 1$  or  $k_s = k_a$ . Figure 4.4 provides a typical example of the application of this model to this data for three inactivation curves. The model assumes two distinct spore responses that could be the result of distinct spore populations. These two populations could represent, for example, two different fractions of the spore population exhibiting variable UV sensitivity. However, for the current project, it is hypothesized that tailing is mostly due to the protective effect of aggregates or particles, in which case the model assumes two populations: individual suspended spores versus aggregated and/or particle associated resistant. Derived kinetic parameters were tested using paired t-test on Microsoft Excel. Global models of inactivation as a function of pre-treatment for each type of water were analyzed using the general linear module of Statistica<sup>11</sup> version 7. Differences are considered statistically significant for  $p$  values  $> 0.05$ , unless stated otherwise.

## 4.5. RESULTS AND DISCUSSION

### 4.5.1 Overview of inactivation data: Impacts of blending and filtration

Figure 4.2 presents the concentrations of particles  $>8\ \mu\text{m}$  and the turbidity values of the three test waters before and after blending and filtration. The St. Lawrence River water exhibited the lowest mean concentration of particles larger than  $8\ \mu\text{m}$  (2,583/mL) and turbidity (1.19 NTU), followed by the Mille-Îles River water (7,569/mL and 19.9 NTU). As expected, Montreal's wastewater contained the most particles and the highest turbidity (65,139 particles/mL and 57.7 NTU). Filtration decreased turbidity and particle counts, especially in the case of wastewater. Turbidity was not measured on blended waters after preliminary measurements indicated that blending had no significant effect on turbidity values. The concentration of particles  $>8\ \mu\text{m}$  was significantly lower after blending and filtration, although some large particles were repeatably enumerated in filtered wastewater. Detailed examination of filters did not show evidence of a breakthrough. This suggests that some particles may have formed after filtration.

Figure 4.3 presents typical inactivation curves for the three test waters. The data suggest that the impact of treatment on UV inactivation is source-dependent. Like the effect of filtration on particle concentration and turbidity, the role of pretreatment on UV inactivation was most obvious for wastewaters. Dispersed spores (blended prior to UV exposure) were more readily inactivated than non dispersed spores (blended after UV exposure). In terms of UV sensitivity, this ranking (filtered  $>$  dispersed  $>$  natural) was observed for all UV inactivation assays conducted. The spread between results obtained with blending and filtration on  $8\ \mu\text{m}$  increased as the test water quality decreased. As UV absorbance is accounted for in fluence calculations, these differences are most likely caused by particle interference or organism aggregation.

Differences with respect to tailing trends were also observed from one test water to another (Fig. 4.3). Early tailing was always noted for wastewaters and poorer quality surface waters (Fig. 4.3, bottom and middle). Conversely, no tailing was observed in St. Lawrence River water (Fig. 4.3, top). However, this observation is valid within the limitations inherent to the lower concentrations of aerobic spore-forming bacteria in

that source, which restricted the observable range of log inactivation to about 2 log (Table 4.2). When tailing was present, blending or filtration could eliminate or reduce its importance, and, in turn, increase the maximum log of inactivation observed. For example, Figure 4.3 indicates a minor gain of <1.0 log for the Mille-Îles River water following blending and >1.0 log following filtration for that date.

#### 4.5.2 Influence of pretreatment on UV inactivation kinetics - Overview of inactivation kinetics parameters

The effect of pretreatment can be assessed by comparing the values of the parameters derived from the parallel Chick-Watson model (Table 4.3). Fig. 4.4 presents a set of typical inactivation curves illustrating values obtained for  $k_s$ ,  $k_a$  and  $m$  on a specific date. In general, the parallel CW model adequately described the inactivation curves. Coefficients of correlation were higher than 0.90 for 22 of the curves modeled ( $N=34$ ). The model was especially well fitted to the Mille-Îles River data, probably due to the higher number of indigenous spores there than in the St. Lawrence water, and the lower concentration of particulates than in the wastewaters. Out of the 34 assays conducted, twenty inactivation curves did not exhibit any tailing and, therefore, the inactivation curves were modeled with a simple Chick-Watson model ( $m = k_a = 0$ ). These were mainly ( $n = 15$ ) assays conducted with St. Lawrence water.

Initial inactivation rates ( $k_s$ ) ranged from 0.026 to 0.091  $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for dispersed waters (D), decreasing to 0.018 to 0.066  $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for non-dispersed waters (ND). Source waters were not found to influence the mean value of  $k_s$  significantly. However, they represent a two- to fourfold increase, when compared to the values published by Mamane-Gravetz and Linden (2004b) for indigenous SASFB and three wild strains of *B. subtilis* spores. The spores used in their assays were purified and sporulated in laboratory conditions. The differences are probably attributable to the variations in the population of indigenous spores and their resistance to UV from one source water to another. This hypothesis is supported by past observations of Barbeau et al. (2005) indicating variations in chlorine and chlorine dioxide sensitivities for indigenous SASFB originating from different geographical regions. Another cause of difference is the use

of spores produced from environmental isolates in the laboratory as opposed to environmental samples (this study) without any sporulation in the laboratory. Sporulation conditions have been shown to have a major impact on spore resistance to UV (Nicholson et al. 1999).

Blending had a statistically significant impact on the inactivation kinetics parameters, except in the case of the wastewaters. The mean rate of inactivation for suspended spores ( $k_s$ ) increased significantly in the St. Lawrence water (31%) and the Mille-Iles water (30%), and by 43% ( $p=0.205$ ) in the wastewaters. The mean rate of inactivation for aggregated spores ( $k_a$ ) increased for four of the eight samples that were characterized by tailing. Increases varied from 0.000 to 0.011  $\text{cm}^2/\text{mJ}$ . Interestingly, blending reduced the importance of aggregation as described by the reduction of the parameter  $m$ , which decreased by almost 1 log on average. However, even though blending improved UV inactivation, the initial spore concentration ( $N_0$ ) was not statistically different before and after blending. Therefore, it appears that the improvement in UV inactivation are probably not the result of the breaking up of large aggregates of spores, but rather a modification in the degree of association between the indigenous spores and the particulate matter. This could result from the low numbers of spores associated with a given particle, as suggested by the relative number of spores and particles showing an approximate ratio of 1:100 (Table 4.2). In comparison, Örmeci and Linden (2005) observed an increase, ranging between 1- and 1.5-fold in total coliform counts following the blending of secondary effluent. Parker and Darby (1995) reported an increase of approximately fourfold in the total coliform counts following chemically assisted high-speed blending. The greater impact of blending observed on coliform bacteria should be considered in light of the higher ratio of coliform bacteria to particles found in wastewaters, the potential high level of aggregation in biological flocs, and the fragile and porous nature of these flocs, as pointed out by Örmeci and Linden (2005).

The removal of large particles by filtration influenced inactivation rates more than blending did. The mean rate of inactivation for filtered spores ( $k_s$ ) was increased by 53%, 68% and 24% compared to non-dispersed  $k_s$ , for the three test waters. Although

these rates were significantly higher than those for non-dispersed spores, they were not significantly higher than those measured in blended waters. Filtration was more efficient than blending in preventing tailing as none of the inactivation curves exhibited any of this. Increases in the inactivation efficiency of total coliforms have been reported for wastewater when particles larger than 8-10  $\mu\text{m}$  are removed by filtration. Qualls et al. (1983a) report that there is no tailing at 4 log inactivation prior to filtration on 8  $\mu\text{m}$  of a secondary wastewater effluent. Qualls et al. (1985) observed an increase (0.1-2 log) of the inactivation reached before tailing occurs in secondary effluents when the samples were filtered on 10  $\mu\text{m}$ . Emerick et al. (2000) measured the impact of filtration (10, 11, 20 and 40  $\mu\text{m}$ ) on the survival of coliform bacteria to an applied UV fluence of 100  $\text{mJ}/\text{cm}^2$  in secondary wastewater effluents. They report increasing survival rates with increasing filter pore size, with no survivors in the sample filtered on 10  $\mu\text{m}$ . This suggests that particles larger than 10  $\mu\text{m}$  protect coliform bacteria from UV in wastewaters. A limited number of assays were conducted on the Mille-Iles River water using 45  $\mu\text{m}$  filtration to investigate the impact of very large particles. As illustrated in Figure 4.3 (middle), no improvement in UV disinfection was observed when particles larger than 45  $\mu\text{m}$  were removed. The absence of any measurable impact probably results from the relatively small number of large particles present.

Overall, blending delayed the onset of tailing while filtration eliminated tailing as indicated by values of the parameter  $m$  (Table 4.3). These trends are in general agreement with published observations on wastewater (Jolis et al. 2001; Qualls et al. 1985). In the latter study, the authors observed an increase in the inactivation of coliform bacteria by about 1 log at the tailing point following filtration on 8  $\mu\text{m}$  of secondary effluent sample, and an increase in the inactivation rate ( $k$ ) from 0.102 to 0.121  $\text{cm}^2/\text{mJ}$  when the filter effectively removed particles larger than 7  $\mu\text{m}$ . These authors exclusively used inactivation data, including data from tailing to calculate the inactivation rates, unlike the parallel model used in this study.

The level of association of the target organism with the particles is a key factor in understanding the cause of observed differences in inactivation when removing or breaking up particles, as well as establishing the limitations of these observations. In



the present study,  $m$  can be considered as an indicator of the aggregated fraction of the spore population. It varies from 0.0 to 9.4%, most values being under 3%. The level of association suggested by these values is significant but the potential number of organisms associated with a given particle is probably also low, given the relative ratio of SASFB per particle in the test waters. Emerick et al. (1999) used in-situ hybridization of a fluorescent (FISH) 16S ribosomal RNA oligonucleotide probe specific to *Enterobacteriaceae* to directly quantify the level of association of coliform bacteria with particles in activated sludge. Results reveal a slightly higher level of association, ranging between 3 and 24% of particles (mean diameter 11-80  $\mu\text{m}$ ).

Dispersion and the removal of particles larger than 8  $\mu\text{m}$  prior to UV inactivation are two strategies beneficial to UV disinfection of SASFB in source water with elevated turbidity and particle. The increases in inactivation rates and the presence of tailing reported in this study are significant, and strongly suggest that particles  $>8 \mu\text{m}$  have a significant impact on both the presence of tailing and on the value of the inactivation rate before tailing occurs. Noteworthy is the fact that no tailing was observed in samples with turbidities lower than 10 NTU. Our results therefore support earlier findings reporting a small impact of turbidity under 10 NTU on the inactivation of seeded natural spores, MS2, *Cryptosporidium* and *Giardia* (Passantino et al. 2004; Mamane-Gravetz et al. 2004b; Craik et al. 2002).

#### 4.5.3 Impacts of water quality characteristics on UV disinfection efficacy

To assess the impact of the inherent temporal variability of water quality in our sources, a linear model was applied using all the data, acknowledging the fact that such a model decreases the ability to finely describe tailing for a given date. However, it is useful for design purposes, as it allows for the definition of prediction intervals, which can indicate minimal inactivation dosages at 95% prediction level.

Results from the application of linear models to the combined data reveal significant differences between the slopes associated with the raw, dispersed and filtered samples of the Mille-Iles River water (0.018 ( $R^2 = 0.91$ ), 0.025 ( $R^2 = 0.95$ ) and 0.033 ( $R^2 = 0.91$ )  $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for non-dispersed (ND), dispersed (D) and filtered (F8) samples), and Montreal

wastewater ( $0.015$  ( $R^2 = 0.70$ ) and  $0.024$  ( $R^2 = 0.89$ )  $\text{mJ}/\text{cm}^2$  for ND and D). Differences between treatment were not significant for the St. Lawrence high quality source water ( $0.034$  ( $R^2 = 0.83$ ),  $0.035$  ( $R^2 = 0.80$ ) and  $0.040$  ( $R^2 = 0.85$ )  $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for ND, D and F8). This lack of significant difference suggests that the degree of aggregation in this higher-quality source water is not sufficient to influence the inactivation kinetics. Therefore, based on the data presented, filtration of this source water would not bring about a significant change in the inactivation of the SASFB for a given dose. For the second surface water (Mille-Iles River) for which tailing was observed in all untreated samples, the combined overall rate of inactivation varied significantly, from  $0.018$   $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for ND to  $0.033$   $\text{cm}^2/\text{mJ}$  for F8, showing the beneficial impact of dispersion and filtration on inactivation rates.

Of greater relevance is the variability of the inactivations observed, and the impact of this variability on the value of fluence corresponding to an upper prediction interval for a given inactivation level. Data from the individual inactivation curves for a given date show limited spread but greater variability is observed between dates. This variability may be related to the changes of water quality and/or of the resistance profile of the indigenous SASFB population. The fluence value for a 1 log inactivation increases from a mean fluence of  $27.2$   $\text{mJ}/\text{cm}^2$  to an upper bound fluence value of  $40.0$   $\text{mJ}/\text{cm}^2$  for St. Lawrence River water. The fluence value in the Mille-Iles River water increases from the mean value of  $38.6$   $\text{mJ}/\text{cm}^2$  to an upper bound of  $78.8$   $\text{mJ}/\text{cm}^2$ . Figure 4.5 summarizes the variability of measured inactivation for a fluence of  $40$   $\text{mJ}/\text{cm}^2$ . Trends in the mean inactivation suggest that the dispersion by blending and the removal of large particles by filtration increase the inactivation levels. Secondly, the variability in the level of inactivation showed by the range of 95% prediction interval increases as the source water quality decreases.

The observed effects of blending and filtration on the inactivation SASFB cannot be directly transferred to the prediction of inactivation of *Cryptosporidium*. As shown on Figure 4.6, the large differences in sensitivity to UV suggest that the differences due to the presence of particles in fluence for a given level of inactivation would be much narrower. Given the similarity in size, and considering that a more than 3 log

inactivation of *Cryptosporidium* would likely be achieved for 1 log of indigenous spores, it appears that existing safety factors in fluence prescriptions may be more than sufficient to account for the impact of particles in waters with turbidity of less than 10 NTU.

#### 4.6 CONCLUSIONS

Two source waters and a wastewater were investigated to evaluate the impact of the removal of large particles ( $<8\mu\text{m}$ ) and of dispersion of particles on the inactivation of SASFB by 254 nm ultraviolet (UV) irradiation. The parallel Chick-Watson model was adequate for describing the inactivation kinetics of SASFB. The model was useful in demonstrating the impact of blending and filtration on the kinetics parameters of inactivation and defining the onset of tailing. Both pre-treatments studied, namely chemically assisted mechanical dispersion by blending and filtration, proved efficient in significantly reducing the inactivation rates of both single spores ( $k_s$ ) and aggregated or resistant spores ( $k_a$ ). Both pre-treatments also reduced the degree of tailing ( $m$ ), although filtration on  $8\mu\text{m}$  was more effective as it completely removed tailing for all samples. No tailing was observed for higher quality, lower turbidity source water, while it was observed for the lower quality, higher turbidity sources.

When results from various dates are combined into a linear model, the pretreatments were not found to improve UV efficiency significantly for the high-quality water (St. Lawrence), but did improve it for the wastewater and the lower quality surface water (Mille-Îles River). Prediction intervals show significant variability in the fluence required to ensure 95% inactivation for a given inactivation level.

Our results suggest that the presence of turbidity and particles in high-quality source water does not have a significant impact on the UV disinfection of SASFB. The results also show a significant level of inactivation before tailing for source waters of turbidity ranging from 11 to 36 UTN (Mille-Îles River). These findings support the current practice of granting primary disinfection credits for unfiltered, protected high-quality sources using UV disinfection. It also suggests the possibility of expanding this

approach to unprotected low turbidity water. Moreover, it brings up the question of the need for the level of adjustment of fluence in water with elevated turbidity.

It would be of interest to evaluate whether or not the intense mixing occurring during the low-lift pumping that occurs in most WTPs does, in fact, promote dispersion and increase UV disinfection efficacy. Finally, SASFB are a useful indicator for assessing the impact of aggregation, which could impair disinfection performance for source water. Being indigenous, their use allows for the evaluation in source water of the effect of natural particle-shielding, under conditions most representative of natural particulate loadings, which cannot be evaluated with seeded organisms or synthetic particles.

#### 4.7 ACKNOWLEDGMENTS

The authors would like to thank the staff of the Régie Intermunicipale Des Moulins municipal WTP, the Charles DesBaillets WTP and the Communauté urbaine de Montréal wastewater treatment plant, who supplied the water samples. They would also like to acknowledge the contribution of Jacinthe Mailly of the NSERC Chair on Drinking in the laboratory and that of Dr. Bernard Clément for their support in statistics. The National Research Council of Canada – Institut Armand-Frappier provided the UV apparatus and various equipment. The project was funded by the NSERC Industrial Chair on Drinking Water, whose partners are the City of Montreal, Ville Laval and John Meunier Inc.

#### 4.8 REFERENCES

American Public Health Association (APHA), (1998) .Standard methods for the examination of water and wastewater (20<sup>th</sup> Edition). 1220. Washington, DC, USA, American Water Works Association and the Water Environment Federation. Method 2130 B. (Turbidity-Nephelometric Method).

- Barbeau, B., Boulos, L., Desjardins, R., Coallier, J., Prévost, M., and Duchesne, D. (1997) A modified method for the enumeration of aerobic spore-forming bacteria. *Canadian Journal of Microbiology* 43 976-980.
- Barbeau, B., Huffman, D., Mysore, C., Desjardins, R., Clément, B., and Prévost, M. (2005) Examination of discrete and countounding effects of water quality parameters during the inactivation of MS2 phages and *Bacillus subtilis* spores with chlorine dioxide. *Journal of Environmental Engineering and Science* 4 (2), 139-151.
- Batch, L.F., Schulz, C.R., and Linden, K.G. (2004) Evaluating water quality effects on UV disinfection of MS2 coliphage. *Journal of the American Water Works Association* 96 (7), 75-87.
- Bolton, J.R. and Linden, K.G. (2003) Standardization of methods for fluence (UV Dose) determination in bench-scale UV experiments. *Journal of Environmental Engineering* 129 (3), 209-215.
- Camper, A.K., LeChevallier, M.W., Broadaway, S.C., and McFeters, G.A. (1985) Evaluation of procedures to desorb bacteria from granular activated carbon. *Journal of Microbiological Methods* 3 (3-4), 187-198.
- Cantwell, R., Andrews, & Hofmann, (2005a) UV disinfection of indigenous coliforms and aerobic spores in unfiltered surface water . Quebec City, Quebec, Canada, American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.
- Cantwell, R. et al, (2005b). Evaluating the survival of particle-associated coliforms during UV disinfection at four drinking water treatment facilities. Whistler, British Columbia, Canada, 3<sup>rd</sup> International Congress on Ultraviolet Technologies (IUVA).
- Chang, J.C.H., Ossoff, S.F., Lobe, D.C., Dorfman, M.H., Dumais, C.M., Qualls, R.G., and Johnson, J.D. (1985) UV inactivation of pathogenic and indicator microorganisms. *Applied and Environmental Microbiology* 49 (6), 1361-1365.

Chevrefils, G., Caron, É., Wright, H., Sakamoto, G., Payment, P., Barbeau, B., and Cairns, B. (2006) UV dose required to achieve incremental log inactivation of bacteria, protozoa and viruses. *IUVA News* 8 (1), 38-45.

Clancy, J.L., Hargy, T.M., Marshall, M.M., and Dyksen, J.E. (1998) UV light inactivation of *Cryptosporidium* oocysts. *Journal of the American Water Works Association* 90 (9), 92-102.

Craik, S.A. et al, (2002) The impact of turbidity on *Cryptosporidium* and *Giardia* inactivation by ultraviolet light. Seattle, Washington, USA, American Water Work Association-Water Quality Technology Conference.

Emerick, R.W. & Darby, 1993. Ultraviolet light disinfection of secondary effluents: predicting performance based on water quality parameters. Whippany, New Jersey, USA, Planning, Design and Operation of Effluent Disinfection Systems. Specialty Conference Series.

Emerick, R.W., Loge, F.J., Ginn, T., and Darby, J.L. (2000) Modeling the inactivation of particle-associated coliform bacteria. *Water Environmental Research* 72 (4), 432-438.

Emerick, R.W., Loge, F.J., Thompson, D., and Darby, J.L. (1999) Factors influencing ultraviolet disinfection performance. Part II: Association of coliform bacteria with wastewater particles. *Water Environment Research* 71 (6), 1178-1187.

Jolis, D., Lam, C., and Pitt, P. (2001) Particle effects on ultraviolet disinfection of coliform bacteria in recycled water. *Water Environmental Research* 73 (2), 233-236.

Loge, F.J., Bourgeois, K., Emerick, R.W., and Darby, J.L. (2001) Variations in wastewater quality parameters influencing UV disinfection performance: relative impact of filtration. *Journal of Environmental Engineering* 127 (9), 832-836.

- Loge, F.J., Emerick, R.W., Thompson, D.E., Nelson, D.C., and Darby, J.L. (1999) Factors influencing ultraviolet disinfection performance Part I: Light penetration to wastewater particles. *Water Environment Research* 71 (3), 377-381.
- Mamane-Gravetz, H. & Linden, (2004a) Impact of particle aggregated microbes on UV disinfection. San Antonio, Texas, USA, American Water Works Association-Water Quality Technology Conference.
- Mamane-Gravetz, H. and Linden, K.G. (2004b) UV disinfection of indigenous aerobic spores: implications for UV reactor validation in unfiltered waters. *Water Research* 38 (12), 2898-2906.
- Nicholson, W.L. and Law, J.F. (1999) Method for purification of bacterial endospores from soils: UV resistance of natural Sonoran desert soil populations of *Bacillus* spp. with reference to *B. subtilis* strain 168. *Journal of Microbiol Methods* 35 (1), 13-21.
- Nieminski, E.C., Bellamy, W.D., and Moss, L.R. (2000) Using surrogates to improve plant performance. *Journal of the American Water Works Association* 92 (3), 67-78.
- Oppenheimer, J. et al, (2002) Comparing the efficiency of low and medium pressure UV light for inactivating *Giardia muris* and *Cryptosporidium parvum* in waters with low and high levels of turbidity. New Orleans, Louisiana, USA, American Water Works Association-Annual Conference.
- Ormecci, B. and Linden, K.G. (2005) Comparison of physical and chemical methods for extraction of coliform from wastewater particles and flocs. *Journal of Environmental Engineering and Science* 22 (4), 459-471.
- Parker, J.A. and Darby, J.L. (1995) Particle-associated coliform in secondary effluents: shielding from ultraviolet light disinfection. *Water Environmental Research* 67 (7), 1065-1075.

Passantino, L., Malley Jr., J., Knudson, M., Ward, R., and Kim, J. (2004) Effect of low turbidity and algae on UV disinfection performance. *Journal of the American Water Works Association* 96 (6), 128-137.

Passantino, L. & Malley Jr., 2001. Impacts of turbidity and algal content of unfiltered drinking water supplies on the ultraviolet disinfection process. Washington, DC, USA, American Water Works Association-Annual Conference.

Qualls, R.G., Flynn, M.P., and Johnson, J.D. (1983) The role of suspended particles in ultraviolet disinfection. *Journal of the Water Pollution Control Federation* 55 (10), 1280-1285.

Qualls, R.G., Ossoff, S.F., Chang, J.C.H., Dorfman, M.H., Dumais, C.M., Lobe, D.C., and Johnson, J.D. (1985) Factors controlling sensitivity in ultraviolet disinfection of secondary effluents. *Journal Water Pollution Control Federation* 57 (10), 1006-1011.

Rice, E.W., Fox, K.R., Miltner, R.J., Lytle, D.A., and Johnson, C.H. (1996) Evaluating plant performance with endospores. *Journal of the American Water Works Association* 88 (9), 122-130.

Scheible, O.K. (1987) Development of a rationally based design protocol for the ultraviolet light disinfection process. *Journal WPCF* 59 (1), 25-31.

Sommer, R., Cabaj, A., Sandu, T., and Lhotsky, M. (1999) Measurement of UV radiation using suspensions of microorganisms. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* 53 (1-3), 1-6.

Sommer, R., Haider, T., Cabaj, A., Pribil, W., and Lhotsky, M. (1998) Time dose reciprocity in UV disinfection of water. *Water Science and Technology: Proceedings of the 1998 19th Biennial Conference of the International Association on Water Quality, Part 10 (of 10), Jun 21-26 1998* 38 (12), 145-150.



Templeton, M.R., Andrews, R.C., and Hofmann, R. (2005) Inactivation of particle-associated viral surrogates by ultraviolet light. *Water Research* 39 (15), 3487-500.

United States Environmental Protection Agency (USEPA), 2003. Ultraviolet disinfection guidance manual. Washington, DC, USA, Office of Science and Technology-Office of Water.

Wobma, P.C., Bellamy, W.D., Malley, J.P., Reckhow, D.A. 2004. UV disinfection and disinfection by-products characteristics of unfiltered water. Denver, Colorado, USA, American Water Works Association Research Foundation and City of Winnipeg.

#### 4.9 FOOTNOTES

1. HAWG047S1, Millipore Corp., Billerica, MA.
2. 2,3,5,-Triphenyl Tetrazolium Chloride, Fisher Scientific, Fair Lawn, NJ
3. DC180, Teckmar, Dohrmann, Mason, OH
4. 2100AN, Hach, Loveland, CO
5. Brightwell, Ottawa, Canada
6. IL1400A, International Light, Newbury, MA
7. Cary 100 Scan UV-Visible, Varian, Victoria, Australia
8. Labsphere, North Sutton, NH
9. Blender 7012S, Waring, Torrington, CT
10. 3-(Dodecyldimethylammonio) propanesulfonate, Sigma Chemical Co., St-Louis, MO
11. Statsoft, Tulsa, Oklahoma

## 4.10 TABLES

Table 4.1: Fluence for 1- and 2-log inactivation of *Bacillus subtilis* strain ATCC 6633 (from Chevretils et al. 2006)

References	Lamp type	Fluence for 1-log inactivation (mJ/cm <sup>2</sup> )	Fluence for 2-log inactivation (mJ/cm <sup>2</sup> )
Chang et al., 1985	N/A	36	49
Mamane-Gravetz & Linden, 2004b	Monochromatic	24	35
Sommer et al., 1998	Monochromatic	22	38
Sommer et al., 1999	Monochromatic	20	39

Table 4.2: Summary of water quality parameters and SASFB spore concentrations for all samples (N/A: not available)

	Spore count CFU/100 mL	Particles >8µm #/mL	Turbidity NTU	Transmittance@254nm %	TOC mg C/L	DOC mg C/L	pH	Hardness mg CaCO <sub>3</sub> /L	Alkalinity mg CaCO <sub>3</sub> /L
St-Lawrence River									
11/22/2005	2.0E+02	1.2E+03	1.47	89.4	2.34	2.31	7.8	120	85
12/19/2005	8.0E+01	3.2E+03	1.04	90.0	2.20	2.18	7.6	120	82
1/13/2006	7.0E+01	7.0E+03	0.75	94.4	2.33	2.33	7.8	120	85
1/18/2006	4.6E+02	7.1E+02	1.40	92.4	2.24	2.22	7.6	118	81
1/20/2006	3.9E+02	8.1E+02	1.31	87.9	2.19	2.17	7.8	120	84
Mille-lles River									
10/17/2005	2.3E+04	7.4E+03	36.2	39.9	6.19	6.05	N/A	100	80
10/18/2005	8.0E+03	5.1E+03	16.7	52.7	6.08	6.05	N/A	94	88
11/16/2005	5.1E+03	N/A	14.2	53.4	5.98	5.91	7.3	92	63
1/24/2006	3.0E+03	5.1E+03	11.1	53.8	5.95	5.82	7.0	64	46
4/12/2006	3.7E+03	1.1E+04	28.0	52.9	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
4/18/2006	1.8E+03	9.5E+03	13.1	54.8	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A
Montreal wastewater									
11/29/2005	6.2E+04	3.7E+04	43.0	49.4	13.1	6.45	7.3	248	161
12/5/2005	2.5E+04	8.8E+04	77.0	38.3	31.5	11.1	7.1	232	189

Table 4.3: Inactivation kinetics parameters using the parallel Chick-Watson equation model for SASFB spore inactivation using ultraviolet light

(D: blended before UV irradiation. ND: blended after irradiation. F8: filtered on 8-m membranes. N/A: not available)

	$k_s$ (cm <sup>2</sup> /mJ)			$k_a$ (cm <sup>2</sup> /mJ)			$m$			$R^2$		
	ND	D	F8	ND	D	F8	ND	D	F8	ND	D	F8
St-Lawrence River												
22-11-2005	0.033	0.043	0.045	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.72	0.90	0.59
19-12-2005	0.019	0.026	0.047	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.25	0.80	0.76
13-01-2006	0.029	0.048	0.052	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.71	0.90	0.94
18-01-2006	0.050	0.056	0.061	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.99	0.83	0.99
20-01-2006	0.030	0.037	0.039	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.86	0.79	0.78
Mlle-lles River												
17-10-2005	0.038	0.041	N/A	0.000	0.000	N/A	0.006	0.001	N/A	0.91	0.99	N/A
18-10-2005	0.066	0.075	N/A	0.009	0.018	N/A	0.049	0.033	N/A	0.94	0.98	N/A
16-11-2005	0.020	0.046	N/A	0.000	0.008	N/A	0.094	0.023	N/A	0.99	0.99	N/A
24-01-2006	0.032	0.037	N/A	0.000	0.000	N/A	0.009	0.002	N/A	0.93	0.94	N/A
12-04-2006	0.031	0.039	0.066	0.001	0.000	-	0.010	0.001	0.000	0.98	0.99	0.99
18-04-2006	0.018	0.029	0.068	-	-	-	0.000	0.000	0.000	0.80	0.93	0.99
Montreal wastewater												
29-11-2005	0.063	0.091	N/A	0.001	0.009	N/A	0.022	0.019	N/A	0.69	0.96	N/A
05-12-2005	0.034	0.048	0.042	0.000	0.008	-	0.013	0.016	0.000	0.96	0.99	0.91

#### 4.11 FIGURES

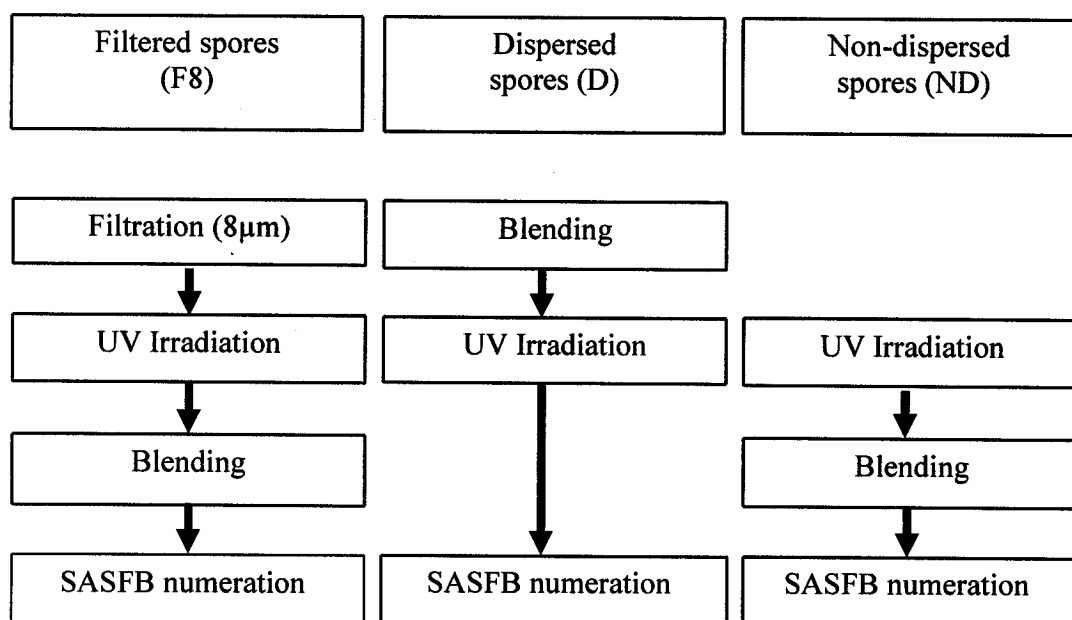


Figure 4.1: Dispersion, filtration and UV irradiation protocol for three types of spores: filtered, dispersed and non-dispersed

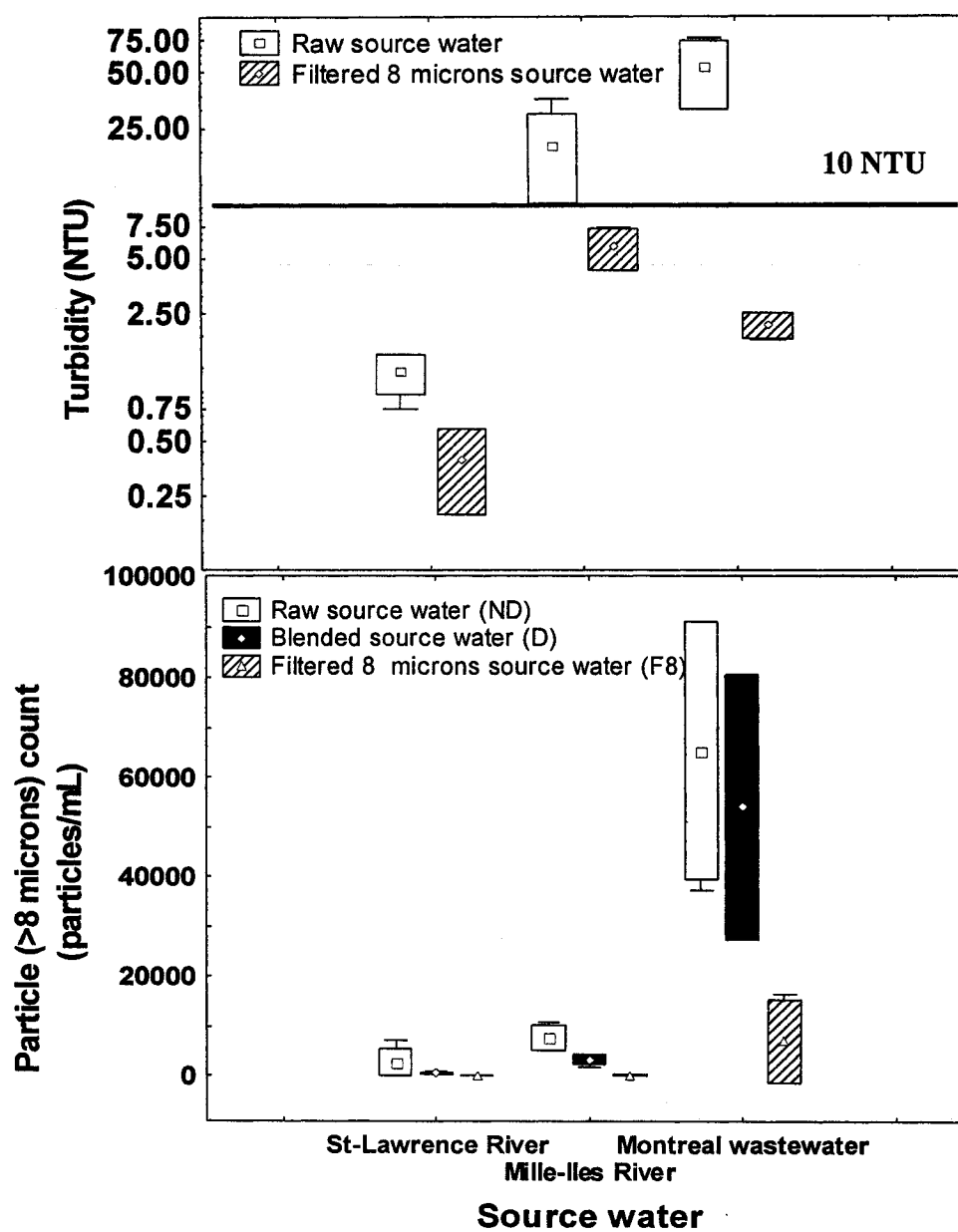


Figure 4.2: Effect of pre-treatments on turbidity (top) and particle concentration (>8  $\mu\text{m}$ ) (bottom).  
 Box: mean  $\pm$  standard deviation. Whisker: non-outlier range

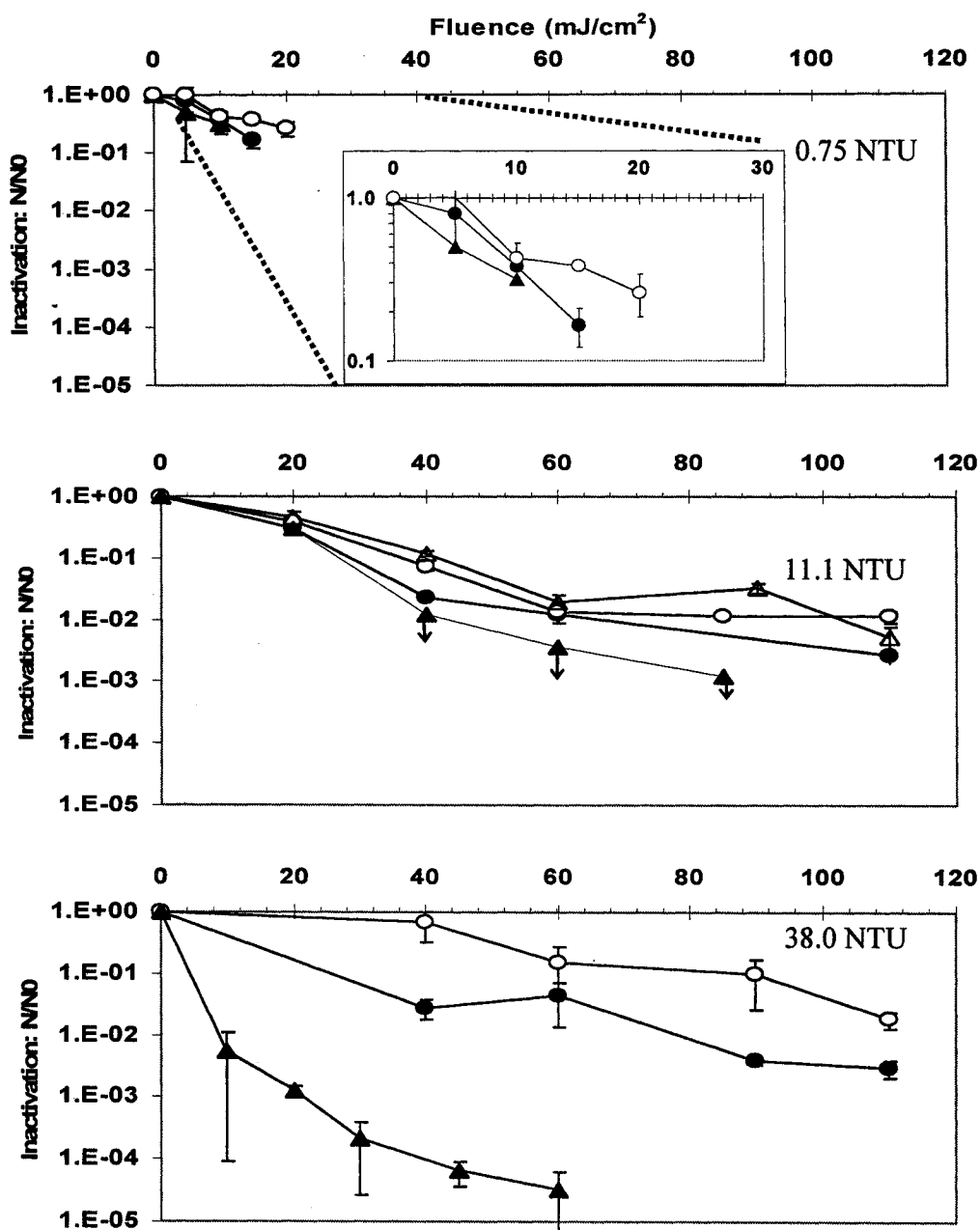


Figure 4.3: Examples of inactivation curves: Top: St. Lawrence River water (January 13, 2006); Middle: Mille-Îles River water (January 24, 2006); Bottom: City of Montreal wastewater (December 12, 2005). (○: non-dispersed, ●: dispersed, ▲: filtered on 8 µm, △: filtered on 45 µm, ↓: No survival)

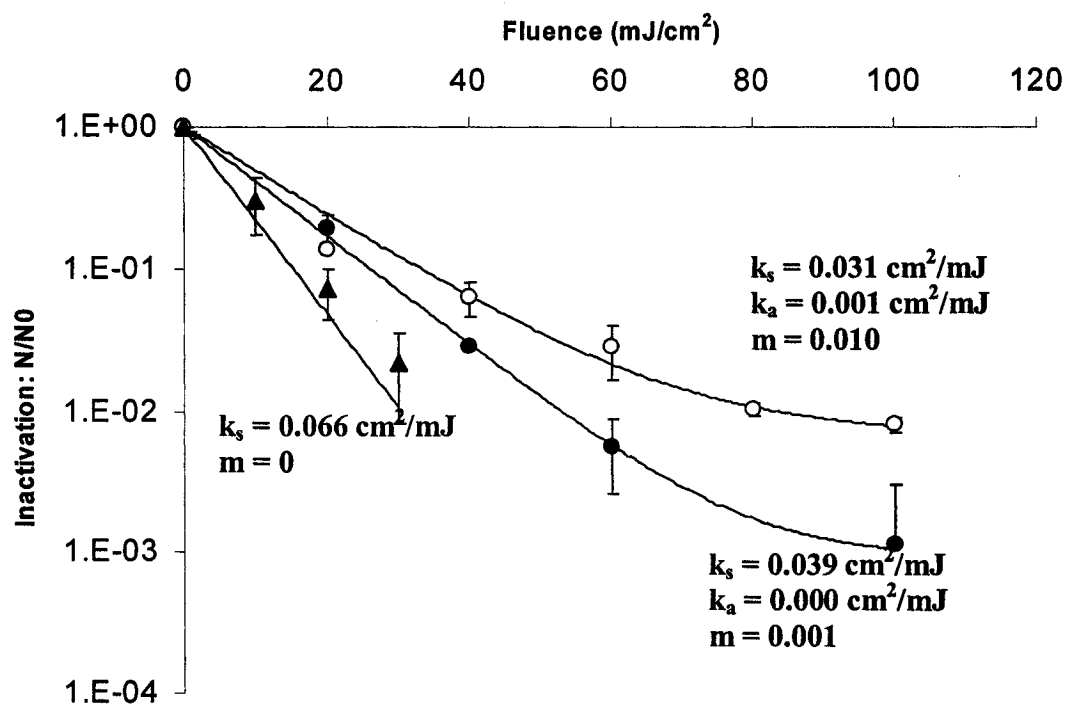


Figure 4.4: Inactivation data from sample collected from the Mille-Iles River on April 12, 2006  
 ( $\circ$ : non-dispersed,  $\bullet$ : dispersed,  $\blacktriangle$ : filtered on 8  $\mu\text{m}$ )

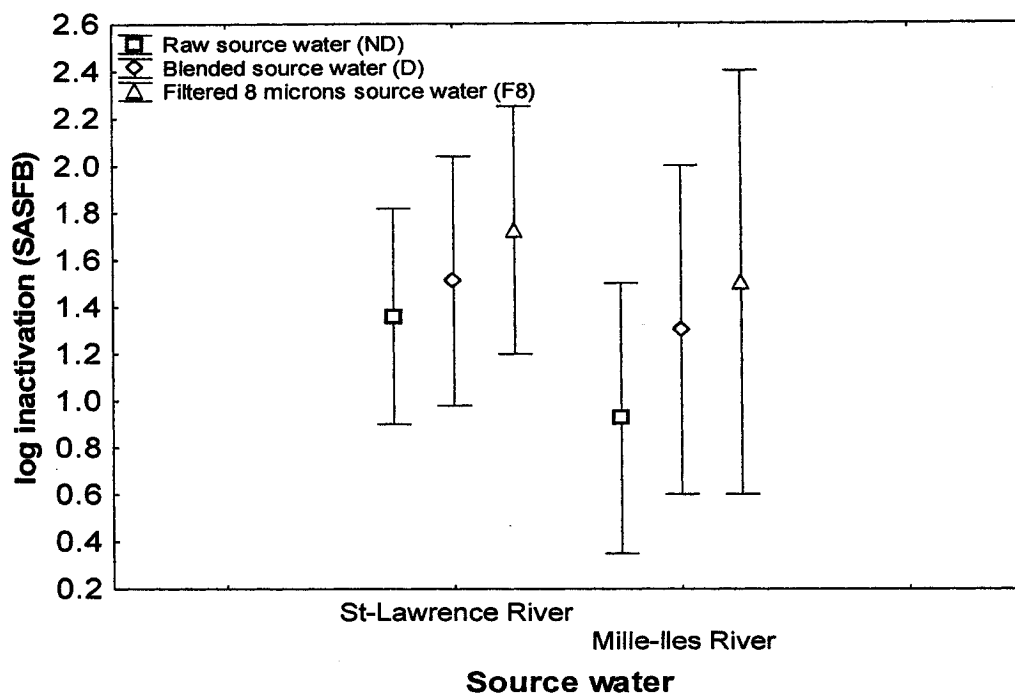


Figure 4.5: Inactivation of indigenous spores of spore-forming aerobic bacteria for a fluence of 40 mJ/cm²

Whisker: 95% prediction interval.

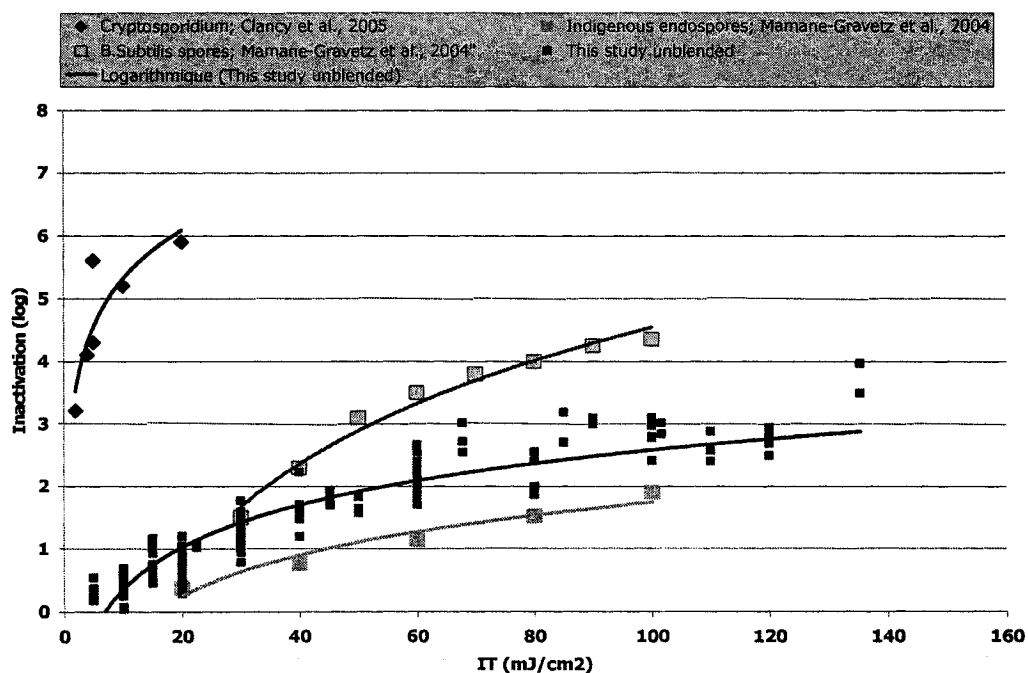


Figure 4.6 : Inactivation of spores and *Cryptosporidium*

## ANNEXE G: Résultats brutes des essais UV

Date	Type d'eau	Traitement	Dose UV	Voi. filtré (mL)	N	Conc.(UFC/100ml)	N/No	Moy. N/No	Moy log 1
191205	DesBaillets	B	0	50	31	62	1,000000	1,000000	0,000000
191205	DesBaillets	B	0	50	42	84	1,000000		
191205	DesBaillets	B	0	50	46	92	1,000000		
191205	DesBaillets	B	5	50	21	42	0,529412	0,495793	-0,304695
191205	DesBaillets	B	5	50	21	42	0,529412		
191205	DesBaillets	B	5	50	17	34	0,428571		
191205	DesBaillets	B	10	50	36	72	0,907563	0,932773	-0,080224
191205	DesBaillets	B	10	50	42	84	1,058324		
191205	DesBaillets	B	10	50	33	66	0,831933		
191205	DesBaillets	B	20	100	36	36	0,453782	0,407563	-0,388905
191205	DesBaillets	B	20	100	33	33	0,415968		
191205	DesBaillets	B	20	100	28	28	0,352941		
191205	DesBaillets	B	30	100	9	9	0,113445	0,147059	-0,832509
191205	DesBaillets	B	30	100	13	13	0,163886		
191205	DesBaillets	B	30	100	13	13	0,163886		
191205	DesBaillets	NB	0	50	31	62	1,000000	1,000000	0,000000
191205	DesBaillets	NB	0	50	42	84	1,000000		
191205	DesBaillets	NB	0	50	46	92	1,000000		
191205	DesBaillets	NB	5	50	33	66	0,831933	0,789916	-0,102419
191205	DesBaillets	NB	5	50	32	64	0,806723		
191205	DesBaillets	NB	5	50	29	58	0,731082		
191205	DesBaillets	NB	10	50	37	74	0,932773	1,184874	0,073672
191205	DesBaillets	NB	10	50	44	88	1,108244		
191205	DesBaillets	NB	10	50	60	120	1,512805		
191205	DesBaillets	NB	20	100	26	26	0,352941	0,411765	-0,385351
191205	DesBaillets	NB	20	100	39	39	0,491597		
191205	DesBaillets	NB	20	100	31	31	0,390756		
191205	DesBaillets	NB	30	100	25	25	0,315126	0,298319	-0,525319
191205	DesBaillets	NB	30	100	16	16	0,226891		
191205	DesBaillets	NB	30	100	28	28	0,352941		
191205	DesBaillets	F8	0	100	21	21	1,000000	1,000000	0,000000
191205	DesBaillets	F8	0	100	12	12	1,000000		
191205	DesBaillets	F8	0	100	28	28	1,000000		
191205	DesBaillets	F8	5	100	18	18	0,885248	0,888525	-0,162081
191205	DesBaillets	F8	5	100	13	13	0,639344		
191205	DesBaillets	F8	5	100	11	11	0,540934		
191205	DesBaillets	F8	10	100	4	4	0,196721	0,311475	-0,506576
191205	DesBaillets	F8	10	100	10	10	0,491803		
191205	DesBaillets	F8	10	100	5	5	0,245802		
221105	DesBaillets	B	0	10	28	280	1,000000	1,000000	0,000000
221105	DesBaillets	B	0	10	24	240	1,000000		
221105	DesBaillets	B	0	10	21	210	1,000000		
221105	DesBaillets	B	5	20	23	115	0,472603	0,397260	-0,400825
221105	DesBaillets	B	5	20	21	105	0,431507		
221105	DesBaillets	B	5	20	14	70	0,287671		
221105	DesBaillets	B	10	40	53	132,5	0,544521	0,482877	-0,316164
221105	DesBaillets	B	10	40	34	85	0,348315		
221105	DesBaillets	B	10	40	54	135	0,554795		
221105	DesBaillets	B	15	100	79	79	0,324858	0,271233	-0,586658
221105	DesBaillets	B	15	100	64	64	0,263014		
221105	DesBaillets	B	15	100	55	55	0,226027		
221105	DesBaillets	B	20	100	26	26	0,106849	0,101370	-0,994091
221105	DesBaillets	B	20	100	23	23	0,094521		
221105	DesBaillets	B	20	100	25	25	0,102740		
221105	DesBaillets	B	30	100	14	14	0,057534	0,052055	-1,283539
221105	DesBaillets	B	30	100	11	11	0,045205		
221105	DesBaillets	B	30	100	13	13	0,053425		
221105	DesBaillets	NB	0	10	28	280	1,000000	1,000000	0,000000
221105	DesBaillets	NB	0	10	24	240	1,000000		
221105	DesBaillets	NB	0	10	21	210	1,000000		
221105	DesBaillets	NB	5	20	19	95	0,390411	0,438356	-0,358173
221105	DesBaillets	NB	5	20	24	120	0,493151		
221105	DesBaillets	NB	5	20	21	105	0,431507		
221105	DesBaillets	NB	10	40	71	177,5	0,729452	0,536986	-0,195870
221105	DesBaillets	NB	10	40	52	130	0,534247		
221105	DesBaillets	NB	10	40	63	157,5	0,647260		
221105	DesBaillets	NB	15	100	94	94	0,386301	0,484384	-0,333123
221105	DesBaillets	NB	15	100	133	133	0,546575		
221105	DesBaillets	NB	15	100	112	112	0,460274		
221105	DesBaillets	NB	20	100	36	36	0,156164	0,165753	-0,780537
221105	DesBaillets	NB	20	100	37	37	0,152055		
221105	DesBaillets	NB	20	100	46	46	0,189041		
221105	DesBaillets	NB	30	100	26	26	0,106849	0,124658	-0,304281
221105	DesBaillets	NB	30	100	35	35	0,143836		
221105	DesBaillets	NB	30	100	30	30	0,123285		



221105	DesBaillets	F8	0	50	23	46	1.000000	1.000000	0.000000
221105	DesBaillets	F8	0	50	19	38	1.000000		
221105	DesBaillets	F8	0	50	32	64	1.000000		
221105	DesBaillets	F8	5	20	3	15	0.304054	0.371622	-0.428889
221105	DesBaillets	F8	5	20	5	25	0.506757		
221105	DesBaillets	F8	5	20	3	15	0.304054		
221105	DesBaillets	F8	10	40	3	7,5	0.152027	0.152027	-0.318078
221105	DesBaillets	F8	10	40	3	7,5	0.152027		
221105	DesBaillets	F8	10	40	3	7,5	0.152027		
221105	DesBaillets	F8	20	100	7	7	0.141892	0.081081	-1.091080
221105	DesBaillets	F8	20	100	2	2	0.040541		
221105	DesBaillets	F8	20	100	3	3	0.060311		
221105	DesBaillets	F8	30	100	2	2	0.040541	0.087838	-1.056318
221105	DesBaillets	F8	30	100	5	5	0.101351		
221105	DesBaillets	F8	30	100	6	6	0.121622		
130108	DesBaillets	B	0	50	37	74	1.000000	1.000000	0.000000
130108	DesBaillets	B	0	50	37	74	1.000000		
130108	DesBaillets	B	0	50	29	58	1.000000		
130108	DesBaillets	B	5	50	40	80	1.165949	0.805825	-0.993759
130108	DesBaillets	B	5	50	20	40	0.582524		
130108	DesBaillets	B	5	50	23	46	0.669983		
130108	DesBaillets	B	10	50	13	26	0.378841	0.378841	-0.421773
130108	DesBaillets	B	10	50	16	32	0.486019		
130108	DesBaillets	B	10	50	10	20	0.291282		
130108	DesBaillets	B	15	100	14	14	0.203683	0.165049	-0.782368
130108	DesBaillets	B	15	100	12	12	0.174757		
130108	DesBaillets	B	15	100	8	8	0.116505		
130108	DesBaillets	B	20	100	35	35	0.509709	0.451456	-0.345384
130108	DesBaillets	B	20	100	32	32	0.466019		
130108	DesBaillets	B	20	100	26	26	0.378641		
130108	DesBaillets	NB	0	50	37	74	1.000000	1.000000	0.000000
130108	DesBaillets	NB	0	50	37	74	1.000000		
130108	DesBaillets	NB	0	50	29	58	1.000000		
130108	DesBaillets	NB	5	50	41	82	1.194175	1.009709	0.004196
130108	DesBaillets	NB	5	50	30	60	0.873738		
130108	DesBaillets	NB	5	50	33	66	0.981165		
130108	DesBaillets	NB	10	50	15	30	0.436893	0.427184	-0.369385
130108	DesBaillets	NB	10	50	11	22	0.320388		
130108	DesBaillets	NB	10	50	18	36	0.524272		
130108	DesBaillets	NB	15	100	25	25	0.364078	0.363495	-0.415240
130108	DesBaillets	NB	15	100	26	26	0.378641		
130108	DesBaillets	NB	15	100	28	28	0.407767		
130108	DesBaillets	NB	20	100	21	21	0.305825	0.262136	-0.581473
130108	DesBaillets	NB	20	100	21	21	0.305825		
130108	DesBaillets	NB	20	100	12	12	0.174757		
130108	DesBaillets	F8	0	100	17	17	1.000000	1.000000	0.000000
130108	DesBaillets	F8	0	100	22	22	1.000000		
130108	DesBaillets	F8	0	100	21	21	1.000000		
130108	DesBaillets	F8	5	100	18	18	0.500000	0.500000	-0.301030
130108	DesBaillets	F8	5	100	1	1	0.050000		
130108	DesBaillets	F8	5	100	11	11	0.550000		
130108	DesBaillets	F8	10	100	7	7	0.350000	0.318687	-0.436398
130108	DesBaillets	F8	10	100	4	4	0.200000		
130108	DesBaillets	F8	10	100	8	8	0.400000		
180106	DesBaillets	B	0	20	79	395	1.000000	1.000000	0.000000
180106	DesBaillets	B	0	20	108	540	1.000000		
180106	DesBaillets	B	0	20	97	485	1.000000		
180106	DesBaillets	B	10	50	65	130	0.274648	0.238028	-0.623372
180106	DesBaillets	B	10	50	48	96	0.202617		
180106	DesBaillets	B	10	50	56	112	0.236520		
180106	DesBaillets	B	15	50	18	36	0.076056	0.076056	-1.119865
180106	DesBaillets	B	15	50	16	32	0.067606		
180106	DesBaillets	B	15	50	20	40	0.064507		
180106	DesBaillets	B	20	50	21	42	0.066732	0.063099	-1.030406
180106	DesBaillets	B	20	50	15	30	0.063380		
180106	DesBaillets	B	20	50	23	46	0.097183		
180106	DesBaillets	B	30	50	12	24	0.050704	0.030986	-1.508836
180106	DesBaillets	B	30	50	4	8	0.016901		
180106	DesBaillets	B	30	50	6	12	0.025352		
180106	DesBaillets	B	50	100	11	11	0.023239	0.020423	-1.689996
180106	DesBaillets	B	50	100	11	11	0.023239		
180106	DesBaillets	B	50	100	7	7	0.014789		
180106	DesBaillets	NB	0	20	79	395	1.000000	1.000000	0.000000
180106	DesBaillets	NB	0	20	108	540	1.000000		
180106	DesBaillets	NB	0	20	97	485	1.000000		
180106	DesBaillets	NB	10	50	70	140	0.295775	0.274648	-0.561224

180106	DesBaillets	NB	10	50	64	128	0.270433		
180106	DesBaillets	NB	10	50	61	122	0.257746		
180106	DesBaillets	NB	15	100	80	80	0.169014	0.165493	-0.781220
180106	DesBaillets	NB	15	100	81	81	0.171127		
180106	DesBaillets	NB	15	100	74	74	0.156338		
180106	DesBaillets	NB	20	100	48	48	0.101408	0.091549	-1.038345
180106	DesBaillets	NB	20	100	36	36	0.076058		
180106	DesBaillets	NB	20	100	46	46	0.097183		
180106	DesBaillets	NB	30	50	11	22	0.046479	0.036620	-1.438285
180106	DesBaillets	NB	30	50	8	16	0.033803		
180106	DesBaillets	NB	30	50	7	14	0.029577		
180106	DesBaillets	NB	50	100	13	13	0.027465	0.018718	-1.705130
180106	DesBaillets	NB	50	100	8	8	0.016301		
180106	DesBaillets	NB	50	100	7	7	0.014789		
180106	DesBaillets	F8	0	100	203	203	1.000000	1.000000	0.000000
180106	DesBaillets	F8	0	100	246	246	1.000000		
180106	DesBaillets	F8	0	100	191	191	1.000000		
180106	DesBaillets	F8	5	100	105	105	0.482188	0.509375	-0.292362
180106	DesBaillets	F8	5	100	113	113	0.529688		
180106	DesBaillets	F8	5	100	106	106	0.506250		
180106	DesBaillets	F8	15	100	51	51	0.238003	0.240626	-0.618658
180106	DesBaillets	F8	15	100	54	54	0.253125		
180106	DesBaillets	F8	15	100	49	49	0.229688		
200106	DesBaillets	B	0	20	68	440	1.000000	1.000000	0.000000
200106	DesBaillets	B	0	20	92	460	1.000000		
200106	DesBaillets	B	0	20	82	410	1.000000		
200106	DesBaillets	B	10	50	65	130	0.297710	0.305344	-0.515211
200106	DesBaillets	B	10	50	64	128	0.293130		
200106	DesBaillets	B	10	50	71	142	0.325191		
200106	DesBaillets	B	20	50	20	40	0.091603	0.100763	-0.888697
200106	DesBaillets	B	20	50	25	50	0.114504		
200106	DesBaillets	B	20	50	21	42	0.096183		
200106	DesBaillets	B	30	100	13	13	0.029771	0.031298	-1.584487
200106	DesBaillets	B	30	100	16	16	0.036841		
200106	DesBaillets	B	30	100	12	12	0.027481		
200106	DesBaillets	B	50	50	5	10	0.022901	0.024427	-1.612121
200106	DesBaillets	B	50	50	5	10	0.022901		
200106	DesBaillets	B	50	50	6	12	0.027481		
200106	DesBaillets	NB	0	20	88	440	1.000000	1.000000	0.000000
200106	DesBaillets	NB	0	20	92	460	1.000000		
200106	DesBaillets	NB	0	20	82	410	1.000000		
200106	DesBaillets	NB	10	50	75	150	0.343511	0.329771	-0.481768
200106	DesBaillets	NB	10	50	72	144	0.329771		
200106	DesBaillets	NB	10	50	69	138	0.316031		
200106	DesBaillets	NB	20	50	24	48	0.109924	0.123864	-0.907756
200106	DesBaillets	NB	20	50	30	60	0.137405		
200106	DesBaillets	NB	30	100	64	64	0.146585	0.162595	-0.788892
200106	DesBaillets	NB	30	100	78	78	0.173628		
200106	DesBaillets	NB	30	100	71	71	0.162595		
200106	DesBaillets	NB	50	100	9	9	0.020811	0.015267	-1.818241
200106	DesBaillets	NB	50	100	4	4	0.009160		
200106	DesBaillets	NB	50	100	7	7	0.016031		
200106	DesBaillets	F8	0	100	330	330	1.000000	1.000000	0.000000
200106	DesBaillets	F8	0	100	322	322	1.000000		
200106	DesBaillets	F8	0	100	370	370	1.000000		
200106	DesBaillets	F8	5	100	179	179	0.525442	0.484344	-0.314846
200106	DesBaillets	F8	5	100	156	156	0.457926		
200106	DesBaillets	F8	5	100	160	160	0.469567		
200106	DesBaillets	F8	15	100	108	108	0.317025	0.289628	-0.538159
200106	DesBaillets	F8	15	100	106	106	0.311155		
200106	DesBaillets	F8	15	100	82	82	0.240705		
181005	Terrebonne	B	0	1	76	7600	1.000000	1.000000	0.000000
181005	Terrebonne	B	0	1	61	6100	1.000000		
181005	Terrebonne	B	0	1	71	7100	1.000000		
181005	Terrebonne	B	22,5	10	58	580	0.083654	0.087019	-1.060385
181005	Terrebonne	B	22,5	10	57	570	0.082212		
181005	Terrebonne	B	22,5	10	66	660	0.095192		
181005	Terrebonne	B	45,2	10	8	80	0.011538	0.015565	-1.799549
181005	Terrebonne	B	45,2	10	14	140	0.020192		
181005	Terrebonne	B	45,2	10	11	110	0.015885		
181005	Terrebonne	B	67,8	15	3	20	0.002685	0.001923	-2.718003
181005	Terrebonne	B	67,8	15	2	13,33333333	0.001923		
181005	Terrebonne	B	67,8	15	1	6,66666667	0.000962		
181005	Terrebonne	B	101,6	30	3	10	0.001442	0.001202	-2.920123
181005	Terrebonne	B	101,6	30	2	6,66666667	0.000962		
181005	Terrebonne	B	135,4	45	0,3333	0,74073333	0.000107	0.000214	-3.570347

181005	Terrebonne	B	135,4	45	1	2,22222222	0,000321		
181005	Terrebonne	NB	0	1	76	7800	1,000000	1,000000	0,000000
181005	Terrebonne	NB	0	1	61	6100	1,000000		
181005	Terrebonne	NB	0	1	71	7100	1,000000		
181005	Terrebonne	NB	22,5	10	121	1210	0,174519	0,184135	-0,734885
181005	Terrebonne	NB	22,5	10	130	1300	0,187500		
181005	Terrebonne	NB	22,5	10	132	1320	0,190385		
181005	Terrebonne	NB	45,2	10	18	180	0,025962	0,022596	-1,645865
181005	Terrebonne	NB	45,2	10	17	170	0,024519		
181005	Terrebonne	NB	45,2	10	12	120	0,017588		
181005	Terrebonne	NB	67,8	50	81	122	0,017536	0,017500	-1,758862
181005	Terrebonne	NB	67,8	50	59	118	0,017019		
181005	Terrebonne	NB	67,8	50	62	124	0,017895		
181005	Terrebonne	NB	101,8	50	28	56	0,008077	0,008942	-2,043550
181005	Terrebonne	NB	101,8	50	23	46	0,006635		
181005	Terrebonne	NB	101,8	50	42	84	0,012115		
181005	Terrebonne	NB	135,4	50	10	20	0,002885	0,003077	-2,611383
181005	Terrebonne	NB	135,4	50	7	14	0,002019		
181005	Terrebonne	NB	135,4	50	15	30	0,004327		
181105	Terrebonne	B	0	1	51	5100	1,000000	1,000000	0,000000
181105	Terrebonne	B	0	1	50	5000	1,000000		
181105	Terrebonne	B	0	1	52	5200	1,000000		
181105	Terrebonne	B	20	10	94	940	0,184314	0,173203	-0,761448
181105	Terrebonne	B	20	10	89	890	0,174518		
181105	Terrebonne	B	20	10	82	820	0,160784		
181105	Terrebonne	B	40	10	16	160	0,031373	0,019608	-1,707570
181105	Terrebonne	B	40	10	11	110	0,021583		
181105	Terrebonne	B	40	10	3	30	0,005882		
181105	Terrebonne	B	60	50	11	22	0,004312	0,010327	-1,988034
181105	Terrebonne	B	60	50	29	58	0,011373		
181105	Terrebonne	B	60	50	39	78	0,015294		
181105	Terrebonne	B	90	100	4	4	0,000734	0,000915	-3,028563
181105	Terrebonne	B	90	100	5	5	0,000980		
181105	Terrebonne	B	90	100	5	5	0,000980		
181105	Terrebonne	B	120	140	11	7,857142857	0,001541	0,002381	-2,823243
181105	Terrebonne	B	120	140	23	16,42857143	0,003221		
181105	Terrebonne	NB	0	1	51	5100	1,000000	1,000000	0,000000
181105	Terrebonne	NB	0	1	50	5000	1,000000		
181105	Terrebonne	NB	0	1	52	5200	1,000000		
181105	Terrebonne	NB	20	5	46	920	0,180392	0,177779	-0,769123
181105	Terrebonne	NB	20	5	44	880	0,172549		
181105	Terrebonne	NB	20	5	46	920	0,180392		
181105	Terrebonne	NB	40	10	16	160	0,031373	0,033333	-1,477121
181105	Terrebonne	NB	40	10	17	170	0,033333		
181105	Terrebonne	NB	40	10	16	160	0,035294		
181105	Terrebonne	NB	60	50	35	70	0,013725	0,013333	-1,378061
181105	Terrebonne	NB	60	50	35	70	0,013725		
181105	Terrebonne	NB	60	50	32	64	0,012549		
181105	Terrebonne	NB	90	150	198	132	0,025882	0,019608	-1,707570
181105	Terrebonne	NB	90	150	102	66	0,013333		
181105	Terrebonne	NB	120	150	35	23,33333333	0,004579	0,004444	-2,352183
181105	Terrebonne	NB	120	150	33	22	0,004314		
181105	Terrebonne	F8	0	10	101	1010	1,000000	1,000000	0,000000
181105	Terrebonne	F8	0	10	75	750	1,000000		
181105	Terrebonne	F8	0	10	74	740	1,000000		
181105	Terrebonne	F8	20	10	3	30	0,036000	0,032000	-1,464960
181105	Terrebonne	F8	20	10	3	30	0,036000		
181105	Terrebonne	F8	20	10	2	20	0,024000		
181105	Terrebonne	F8	40	10	0,3333	3,3333	0,004000	0,006667	-3,176893
181105	Terrebonne	F8	40	10	0,3333	3,3333	0,004000		
181105	Terrebonne	F8	40	10	1	10	0,012000		
181105	Terrebonne	F8	60	50	1	2	0,002400	0,002400	-2,618789
181105	Terrebonne	F8	60	50	1	2	0,002400		
181105	Terrebonne	F8	60	50	1	2	0,002400		
181105	Terrebonne	F8	90	100	0,3333	0,3333	0,000400	0,000400	-3,397383
181105	Terrebonne	F8	90	100	0,3333	0,3333	0,000400		
181105	Terrebonne	F8	90	100	0,3333	0,3333	0,000400		
181105	Terrebonne	F8	120	140	0,3333	0,238071429	0,000288	0,000571	-3,243049
181105	Terrebonne	F8	120	140	1	0,714285714	0,000857		
240106	Terrebonne	B	0	1	31	3100	1,000000	1,000000	0,000000
240106	Terrebonne	B	0	1	27	2700	1,000000		
240106	Terrebonne	B	0	1	33	3300	1,000000		
240106	Terrebonne	B	20	5	49	980	0,323077	0,296703	-0,527878
240106	Terrebonne	B	20	5	44	880	0,290110		
240106	Terrebonne	B	20	5	42	840	0,276923		
240106	Terrebonne	B	40	10	7	70	0,023077	0,023077	-1,836322

240106	Terrebonne	B	40	10	6	60	0.019760		
240106	Terrebonne	B	40	10	8	80	0.026374		
240106	Terrebonne	B	60	25	8	32	0.010549	0.011868	-1.925618
240106	Terrebonne	B	60	25	11	44	0.014505		
240106	Terrebonne	B	60	25	8	32	0.010549		
240106	Terrebonne	B	85	50	3	6	0.001978	0.001538	-2.912913
240106	Terrebonne	B	85	50	1	2	0.000659		
240106	Terrebonne	B	85	50	3	6	0.001978		
240106	Terrebonne	B	110	50	2	4	0.001319	0.002637	-2.578930
240106	Terrebonne	B	110	50	6	12	0.003956		
240106	Terrebonne	B	110	50	4	8	0.002637		
240106	Terrebonne	NB	0	1	31	3100	1.000000	1.000000	0.000000
240106	Terrebonne	NB	0	1	27	2700	1.000000		
240106	Terrebonne	NB	0	1	33	3300	1.000000		
240106	Terrebonne	NB	20	5	68	1360	0.448352	0.395604	-0.402739
240106	Terrebonne	NB	20	5	57	1140	0.375824		
240106	Terrebonne	NB	20	5	55	1100	0.362637		
240106	Terrebonne	NB	40	10	19	190	0.062637	0.072527	-1.138497
240106	Terrebonne	NB	40	10	25	250	0.082418		
240106	Terrebonne	NB	40	10	22	220	0.072527		
240106	Terrebonne	NB	60	25	14	56	0.018462	0.013626	-1.865820
240106	Terrebonne	NB	60	25	7	28	0.008231		
240106	Terrebonne	NB	60	25	10	40	0.013187		
240106	Terrebonne	NB	85	50	17	34	0.011209	0.086523	-3.180890
240106	Terrebonne	NB	85	50	6	12	0.003956		
240106	Terrebonne	NB	85	50	7	14	0.004615		
240106	Terrebonne	NB	110	50	18	36	0.011668	0.011209	-1.950441
240106	Terrebonne	NB	110	50	13	26	0.008571		
240106	Terrebonne	NB	110	50	20	40	0.013187		
240106	Terrebonne	F8	0	1	11	1100	1.000000	1.000000	0.000000
240106	Terrebonne	F8	0	1	16	1600	1.000000		
240106	Terrebonne	F8	0	1	6	600	1.000000		
240106	Terrebonne	F8	20	5	22	440	0.400000	0.286970	-0.527268
240106	Terrebonne	F8	20	5	14	280	0.254545		
240106	Terrebonne	F8	20	5	13	260	0.236364		
240106	Terrebonne	F8	40	10	3	30	0.027273	0.013131	-1.881692
240106	Terrebonne	F8	40	10	1	10	0.009091		
240106	Terrebonne	F8	40	10	0,3333	3,3333	0.003030		
240106	Terrebonne	F8	60	50	1	2	0.001618	0.003636	-2.439333
240106	Terrebonne	F8	60	50	1	2	0.001618		
240106	Terrebonne	F8	60	50	4	8	0.007273		
240106	Terrebonne	F8	85	50	1	2	0.001618	0.001414	-2.849513
240106	Terrebonne	F8	85	50	1	2	0.001618		
240106	Terrebonne	F8	85	50	0,3333	0,8886	0.006608		
240106	Terrebonne	F8	110	140	0,3333	0,238071429	0.000216	0.000433	-3.363623
240106	Terrebonne	F8	110	140	1	0,714285714	0.000649		
240106	Terrebonne	F45	0	1	20	2000	1.000000	1.000000	0.000000
240106	Terrebonne	F45	0	1	16	1600	1.000000		
240106	Terrebonne	F45	0	1	22	2200	1.000000		
240106	Terrebonne	F45	20	5	39	780	0.390000	0.453333	-0.342582
240106	Terrebonne	F45	20	5	39	780	0.390000		
240106	Terrebonne	F45	20	5	58	1160	0.580000		
240106	Terrebonne	F45	40	10	26	260	0.130000	0.116333	-0.926993
240106	Terrebonne	F45	40	10	21	210	0.105000		
240106	Terrebonne	F45	40	10	24	240	0.120000		
240106	Terrebonne	F45	60	50	16	32	0.016000	0.019667	-1.706269
240106	Terrebonne	F45	60	50	26	52	0.026000		
240106	Terrebonne	F45	60	50	17	34	0.017000		
240106	Terrebonne	F45	85	50	38	76	0.038000	0.032000	-1.494850
240106	Terrebonne	F45	85	50	32	64	0.032000		
240106	Terrebonne	F45	85	50	26	52	0.026000		
240106	Terrebonne	F45	110	100	14	14	0.007000	0.005167	-2.286790
240106	Terrebonne	F45	110	100	5	5	0.002500		
240106	Terrebonne	F45	110	100	12	12	0.006000		
120406	Terrebonne	B	0	1	39	3900	1.000000	1.000000	0.000000
120406	Terrebonne	B	0	1	39	3900	1.000000		
120406	Terrebonne	B	0	1	34	3400	1.000000		
120406	Terrebonne	B	20	5	46	920	0.246429	0.191071	-0.718804
120406	Terrebonne	B	20	5	32	640	0.171429		
120406	Terrebonne	B	20	5	29	580	0.155357		
120406	Terrebonne	B	40	10	11	110	0.029464	0.028571	-1.544068
120406	Terrebonne	B	40	10	11	110	0.029464		
120406	Terrebonne	B	40	10	10	100	0.026786		
120406	Terrebonne	B	60	50	14	26	0.007500	0.005714	-2.249238
120406	Terrebonne	B	60	50	4	8	0.002143		
120406	Terrebonne	B	60	50	14	26	0.007500		

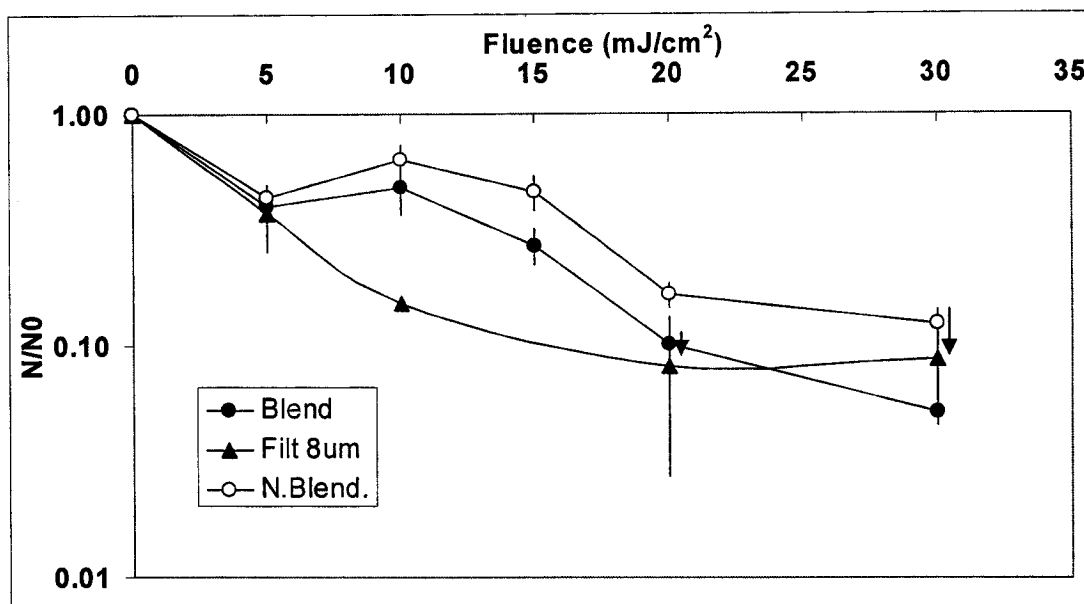


120406	Terrebonne	B	80	100	47	47	0.012589	0.012054	-1.918984
120406	Terrebonne	B	80	100	37	37	0.009911		
120406	Terrebonne	B	80	100	51	51	0.013691		
120406	Terrebonne	B	100	100	3	3	0.000804	0.001161	-2.935275
120406	Terrebonne	B	100	100	4	4	0.001071		
120406	Terrebonne	B	100	100	6	6	0.001607		
120406	Terrebonne	NB	20	5	18	380	0.098429	0.137500	-0.861697
120406	Terrebonne	NB	20	5	31	620	0.186071		
120406	Terrebonne	NB	20	5	28	560	0.150000		
120406	Terrebonne	NB	40	10	24	240	0.064296	0.063383	-1.197960
120406	Terrebonne	NB	40	10	17	170	0.045536		
120406	Terrebonne	NB	40	10	30	300	0.060357		
120406	Terrebonne	NB	60	50	58	116	0.031071	0.028571	-1.544068
120406	Terrebonne	NB	60	50	29	58	0.015536		
120406	Terrebonne	NB	60	50	73	146	0.039107		
120406	Terrebonne	NB	80	100	34	34	0.009107	0.010446	-1.991032
120406	Terrebonne	NB	80	100	42	42	0.011260		
120406	Terrebonne	NB	80	100	41	41	0.010382		
120406	Terrebonne	NB	100	100	29	29	0.007768	0.009214	-2.085430
120406	Terrebonne	NB	100	100	28	28	0.007500		
120406	Terrebonne	NB	100	100	35	35	0.009375		
120406	Terrebonne	F8	0	10	7	70	1.000000	1.000000	0.000000
120406	Terrebonne	F8	0	10	23	230	1.000000		
120406	Terrebonne	F8	0	10	16	160	1.000000		
120406	Terrebonne	F8	10	50	17	34	0.221739	0.304349	-0.516680
120406	Terrebonne	F8	10	50	18	36	0.234783		
120406	Terrebonne	F8	10	50	35	70	0.496523		
120406	Terrebonne	F8	20	100	6	6	0.039130	0.071739	-1.184344
120406	Terrebonne	F8	20	100	14	14	0.094304		
120406	Terrebonne	F8	20	100	13	13	0.084783		
120406	Terrebonne	F8	30	100	4	4	0.026087	0.021739	-1.663758
120406	Terrebonne	F8	30	100	5	5	0.032609		
120406	Terrebonne	F8	30	100	1	1	0.006522		
180406	Terrebonne	B	0	1	18	1800	1.000000	1.000000	0.000000
180406	Terrebonne	B	0	1	19	1900	1.000000		
180406	Terrebonne	B	0	1	17	1700	1.000000		
180406	Terrebonne	B	20	5	13	260	0.144444	0.122222	-0.312850
180406	Terrebonne	B	20	5	8	160	0.086889		
180406	Terrebonne	B	20	5	12	240	0.133333		
180406	Terrebonne	B	40	20	12	60	0.033333	0.039815	-1.389555
180406	Terrebonne	B	40	20	8	40	0.022222		
180406	Terrebonne	B	40	20	23	115	0.063889		
180406	Terrebonne	B	60	50	6	16	0.008889	0.015556	-1.008114
180406	Terrebonne	B	60	50	16	32	0.017778		
180406	Terrebonne	B	60	50	18	36	0.020000		
180406	Terrebonne	B	80	100	7	7	0.003889	0.003519	-2.453640
180406	Terrebonne	B	80	100	7	7	0.003889		
180406	Terrebonne	B	80	100	5	5	0.002778		
180406	Terrebonne	B	100	100	3	3	0.001867	0.002407	-2.618450
180406	Terrebonne	B	100	100	7	7	0.005556		
180406	Terrebonne	B	100	100	3	3	0.001667		
180406	Terrebonne	NB	0	1	26	2600	1.000000	1.000000	0.000000
180406	Terrebonne	NB	0	1	16	1600	1.000000		
180406	Terrebonne	NB	0	1	22	2200	1.000000		
180406	Terrebonne	NB	20	5	27	540	0.300000	0.274074	-0.562132
180406	Terrebonne	NB	20	5	19	380	0.211111		
180406	Terrebonne	NB	20	5	26	560	0.311111		
180406	Terrebonne	NB	40	20	24	120	0.066667	0.075926	-1.118610
180406	Terrebonne	NB	40	20	26	130	0.072222		
180406	Terrebonne	NB	40	20	32	160	0.066667		
180406	Terrebonne	NB	60	50	51	102	0.056667	0.076667	-1.115380
180406	Terrebonne	NB	60	50	74	148	0.082222		
180406	Terrebonne	NB	60	50	82	164	0.091111		
180406	Terrebonne	NB	80	100	125	125	0.068444	0.064630	-1.189568
180406	Terrebonne	NB	80	100	120	120	0.066667		
180406	Terrebonne	NB	80	100	104	104	0.057778		
180406	Terrebonne	NB	100	100	32	32	0.017778	0.015000	-1.823909
180406	Terrebonne	NB	100	100	24	24	0.013333		
180406	Terrebonne	NB	100	100	25	25	0.013889		
180406	Terrebonne	F8	0	5	51	1020	1.000000	1.000000	0.000000
180406	Terrebonne	F8	0	5	35	700	1.000000		
180406	Terrebonne	F8	0	5	48	960	1.000000		
180406	Terrebonne	F8	10	10	30	300	0.335821	0.291045	-0.536040
180406	Terrebonne	F8	10	10	18	180	0.212687		
180406	Terrebonne	F8	10	10	29	290	0.324627		
180406	Terrebonne	F8	20	50	40	80	0.521739	0.530435	-0.275368

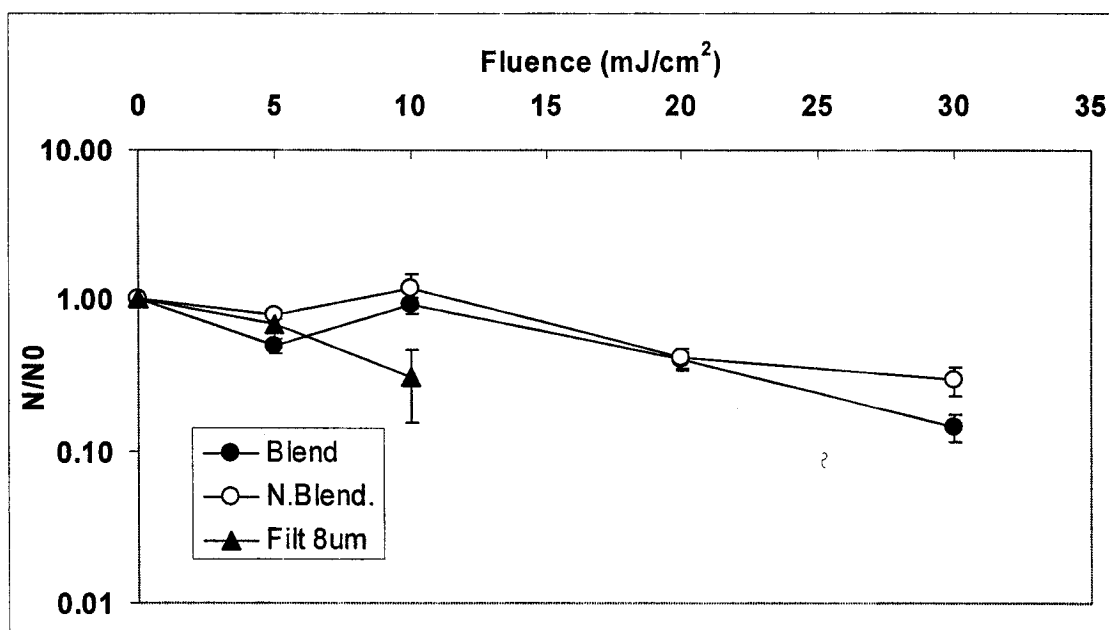
180406	Terrebonne	F8	20	50	36	72	0.469585		
180406	Terrebonne	F8	20	50	46	92	0.600000		
180406	Terrebonne	F8	40	100	7	7	0.045852	0.050000	-1.301030
180406	Terrebonne	F8	40	100	8	8	0.052174		
180406	Terrebonne	F8	40	100	8	8	0.032174		
291105	EU MI	B	0	1	590	59000	1.000000	1.000000	0.000000
291105	EU MI	B	0	1	295	29500	1.000000		
291105	EU MI	B	0	1	82	8200	1.000000		
291105	EU MI	B	20	10	155	1550	0.048087	0.021508	-1.560545
291105	EU MI	B	20	10	61	610	0.018825		
291105	EU MI	B	20	10	50	500	0.015512		
291105	EU MI	B	60	50	94	188	0.005832	0.006143	-2.211640
291105	EU MI	B	60	50	94	188	0.005832		
291105	EU MI	B	60	50	109	218	0.006763		
291105	EU MI	B	90	50	19	36	0.001178	0.001965	-2.706673
291105	EU MI	B	90	50	28	56	0.001737		
291105	EU MI	B	90	50	48	96	0.002978		
291105	EU MI	B	110	50	50	100	0.003103	0.002294	-2.650973
291105	EU MI	B	110	50	23	46	0.001427		
291105	EU MI	B	110	50	35	70	0.002172		
291105	EU MI	NB	0	1	590	59000	1.000000	1.000000	0.000000
291105	EU MI	NB	0	1	295	29500	1.000000		
291105	EU MI	NB	0	1	82	8200	1.000000		
291105	EU MI	NB	20	10	247	2470	0.076629	0.075595	-1.121509
291105	EU MI	NB	20	10	231	2310	0.071666		
291105	EU MI	NB	20	10	253	2530	0.078490		
291105	EU MI	NB	60	50	191	382	0.011851	0.015140	-1.819885
291105	EU MI	NB	60	50	297	594	0.018429		
291105	EU MI	NB	90	50	500	1000	0.031024	0.031024	-1.508305
291105	EU MI	NB	110	50	278	556	0.017249	0.012017	-1.928220
291105	EU MI	NB	110	50	206	412	0.012733		
291105	EU MI	NB	110	50	97	194	0.006019		
291105	EU MI	F8	0	5	13	260	1.000000	1.000000	0.000000
291105	EU MI	F8	0	5	10	200	1.000000		
291105	EU MI	F8	0	5	11	220	1.000000		
291105	EU MI	F8	20	10	3	30	0.133552	0.161765	-0.791116
291105	EU MI	F8	20	10	4	40	0.176471		
291105	EU MI	F8	20	10	4	40	0.176471		
291105	EU MI	F8	40	20	0.3333	1.66665	0.007353	0.007353	-2.133543
291105	EU MI	F8	40	20	0.3333	1.66665	0.007353		
291105	EU MI	F8	40	20	0.3333	1.66665	0.007353		
291105	EU MI	F8	60	50	1	2	0.008824	0.004902	-2.308832
291105	EU MI	F8	60	50	0.3333	0.66666	0.002941		
291105	EU MI	F8	60	50	0.3333	0.66666	0.002941		
291105	EU MI	F8	90	50	0.3333	0.66666	0.002941	0.002941	-2.531483
291105	EU MI	F8	90	50	0.3333	0.66666	0.002941		
291105	EU MI	F8	90	50	0.3333	0.66666	0.002941		
291105	EU MI	F8	110	50	0.3333	0.66666	0.002941	0.015886	-1.804480
291105	EU MI	F8	110	50	3	6	0.026471		
291105	EU MI	F8	110	50	2	4	0.017647		
291105	EU MI	F45	0	1	39	3900	1.000000	1.000000	0.000000
291105	EU MI	F45	0	1	27	2700	1.000000		
291105	EU MI	F45	0	1	37	3700	1.000000		
291105	EU MI	F45	20	5	107	2140	0.623301	0.640777	-0.182263
291105	EU MI	F45	20	5	115	2300	0.669903		
291105	EU MI	F45	20	5	108	2160	0.629128		
291105	EU MI	F45	40	20	136	680	0.198058	0.345631	-0.461387
291105	EU MI	F45	40	20	244	1220	0.355340		
291105	EU MI	F45	40	20	332	1660	0.483495		
291105	EU MI	F45	60	50	359	718	0.209126	0.178058	-0.749438
291105	EU MI	F45	60	50	193	366	0.112427		
291105	EU MI	F45	60	50	365	730	0.212621		
291105	EU MI	F45	90	50	134	268	0.078058	0.081748	-1.087525
291105	EU MI	F45	90	50	133	266	0.077476		
291105	EU MI	F45	90	50	154	308	0.089709		
291105	EU MI	F45	110	50	146	292	0.085049	0.086409	-1.063447
291105	EU MI	F45	110	50	133	266	0.077476		
291105	EU MI	F45	110	50	166	332	0.096699		
51205	EU MI	B	0	0.1	27	27000	1.000000	1.000000	0.000000
51205	EU MI	B	0	0.1	41	41000	1.000000		
51205	EU MI	B	0	0.1	6	6000	1.000000		
51205	EU MI	B	40	10	45	450	0.018243	0.016514	-1.732511
51205	EU MI	B	40	10	44	440	0.017838		
51205	EU MI	B	40	10	48	480	0.019459		
51205	EU MI	B	60	20	26	130	0.005270	0.006689	-2.174627
51205	EU MI	B	60	20	38	190	0.007703		

51205	EU MI	B	60	20	35	175	0,007095		
51205	EU MI	B	90	50	30	60	0,002432	0,002514	-2,599719
51205	EU MI	B	90	50	30	60	0,002432		
51205	EU MI	B	90	50	33	86	0,002876		
51205	EU MI	B	110	50	21	42	0,001703	0,002000	-2,899970
51205	EU MI	B	110	50	27	54	0,002139		
51205	EU MI	B	110	50	26	52	0,002109		
51205	EU MI	NB	0	0,1	27	27000	1,000000	1,000000	0,000000
51205	EU MI	NB	0	0,1	41	41000	1,000000		
51205	EU MI	NB	0	0,1	6	6000	1,000000		
51205	EU MI	NB	40	5	50	1000	0,040541	0,058919	-1,229745
51205	EU MI	NB	40	5	75	1500	0,060611		
51205	EU MI	NB	40	5	93	1860	0,075405		
51205	EU MI	NB	60	20	93	465	0,018851	0,022095	-1,655714
51205	EU MI	NB	60	20	109	545	0,022095		
51205	EU MI	NB	60	20	125	625	0,025338		
51205	EU MI	NB	90	50	260	520	0,021081	0,011486	-1,939813
51205	EU MI	NB	90	50	71	142	0,003757		
51205	EU MI	NB	90	50	94	188	0,007822		
51205	EU MI	NB	110	50	49	96	0,003973	0,014919	-1,826263
51205	EU MI	NB	110	50	118	236	0,009568		
51205	EU MI	NB	110	50	385	770	0,031216		
51205	EU MI	F8	0	10	28	280	1,000000	2,000000	0,301030
51205	EU MI	F8	0	10	41	410	1,000000		
51205	EU MI	F8	0	10	32	320	1,000000		
51205	EU MI	F8	10	50	150	300	0,891089	0,520792	-0,283336
51205	EU MI	F8	10	50	50	100	0,297030		
51205	EU MI	F8	10	50	63	126	0,374257		
51205	EU MI	F8	20	50	9	18	0,053465	0,067327	-1,171812
51205	EU MI	F8	20	50	15	30	0,069109		
51205	EU MI	F8	20	50	10	20	0,059408		
51205	EU MI	F8	30	50	3	6	0,017822	0,023762	-1,624110
51205	EU MI	F8	30	50	5	10	0,029703		
51205	EU MI	F8	30	50	4	8	0,023762		
51205	EU MI	F8	45	50	7	14	0,041584	0,020462	-1,689052
51205	EU MI	F8	45	50	0,3333	0,6666	0,001980		
51205	EU MI	F8	45	50	3	6	0,017822		
51205	EU MI	F8	60	50	1	2	0,005941	0,004620	-2,335321
51205	EU MI	F8	60	50	1	2	0,005941		
51205	EU MI	F8	60	50	0,3333	0,6666	0,001980		
51205	EU MI	F45	0	0,1	107	107000	1,000000	1,000000	0,000000
51205	EU MI	F45	0	0,1	75	75000	1,000000		
51205	EU MI	F45	0	0,1	125	125000	1,000000		
51205	EU MI	F45	20	1	50	5000	0,048860	0,030293	-1,518655
51205	EU MI	F45	20	1	24	2400	0,023453		
51205	EU MI	F45	20	1	19	1900	0,016567		
51205	EU MI	F45	40	5	52	1040	0,010163	0,015440	-1,811360
51205	EU MI	F45	40	5	40	800	0,007618		
51205	EU MI	F45	40	5	145	2900	0,028339		
51205	EU MI	F45	60	20	176	880	0,006599	0,007866	-2,104221
51205	EU MI	F45	60	20	227	1135	0,011091		
51205	EU MI	F45	60	20	80	400	0,003909		
51205	EU MI	F45	90	50	127	254	0,002482	0,002782	-2,555881
51205	EU MI	F45	90	50	195	390	0,003611		
51205	EU MI	F45	90	50	105	210	0,002052		
51205	EU MI	F45	110	50	146	292	0,002853	0,001837	-2,735859
51205	EU MI	F45	110	50	59	118	0,001153		
51205	EU MI	F45	110	50	77	154	0,001505		

**ANNEXE H: Graphiques des courbes d'inactivation pour chaque journée d'échantillonnage**

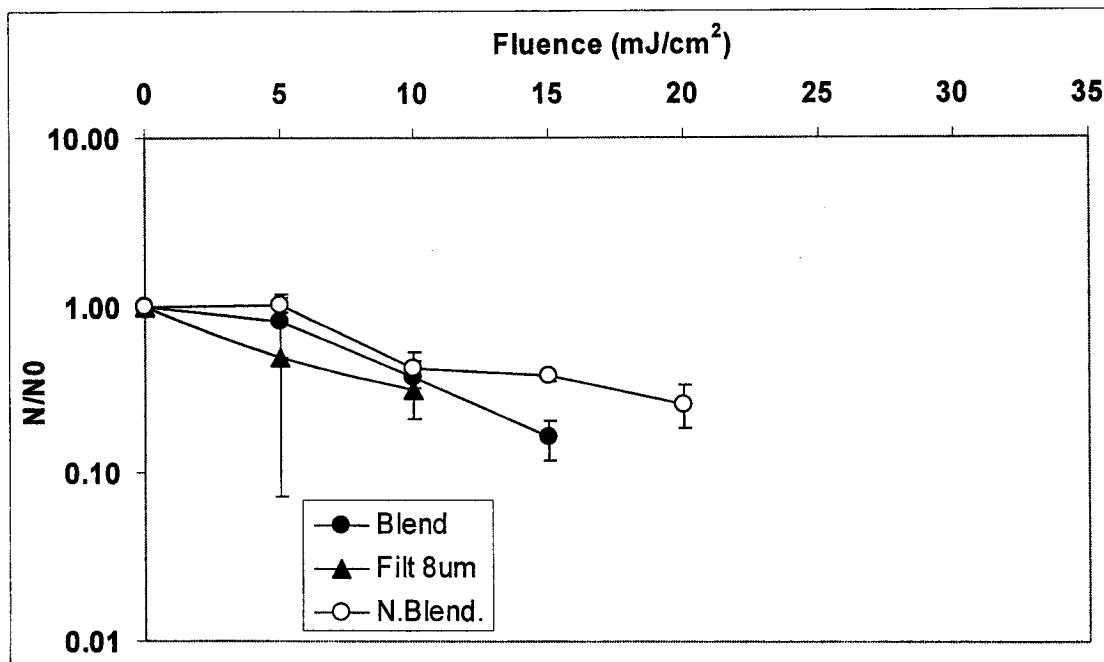


**Fleuve St-Laurent (DesBaillets), le 22 novembre 2005**

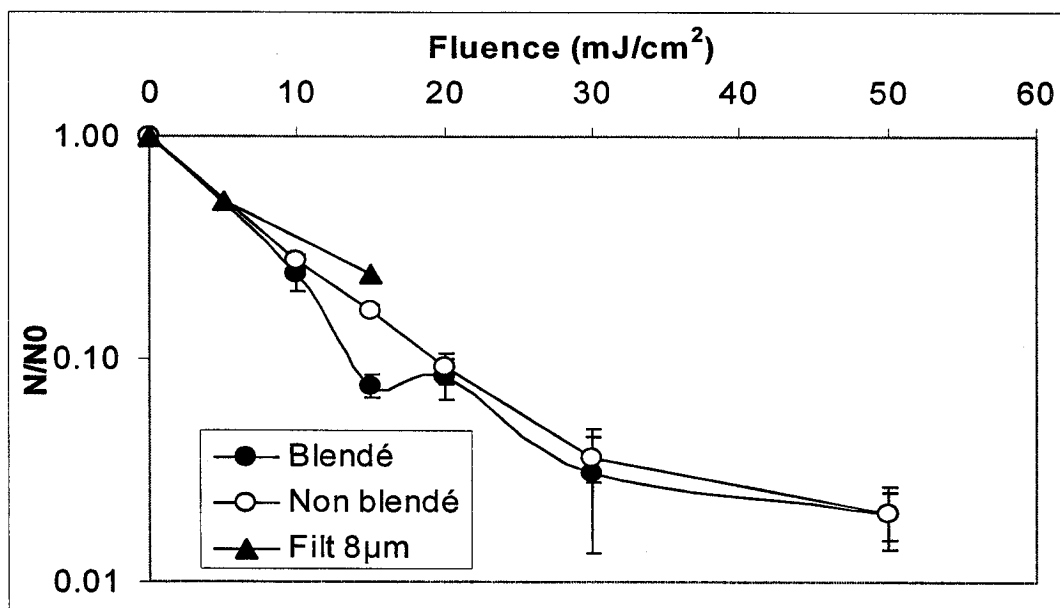


**Fleuve St-Laurent (DesBaillets), le 19 décembre 2005**

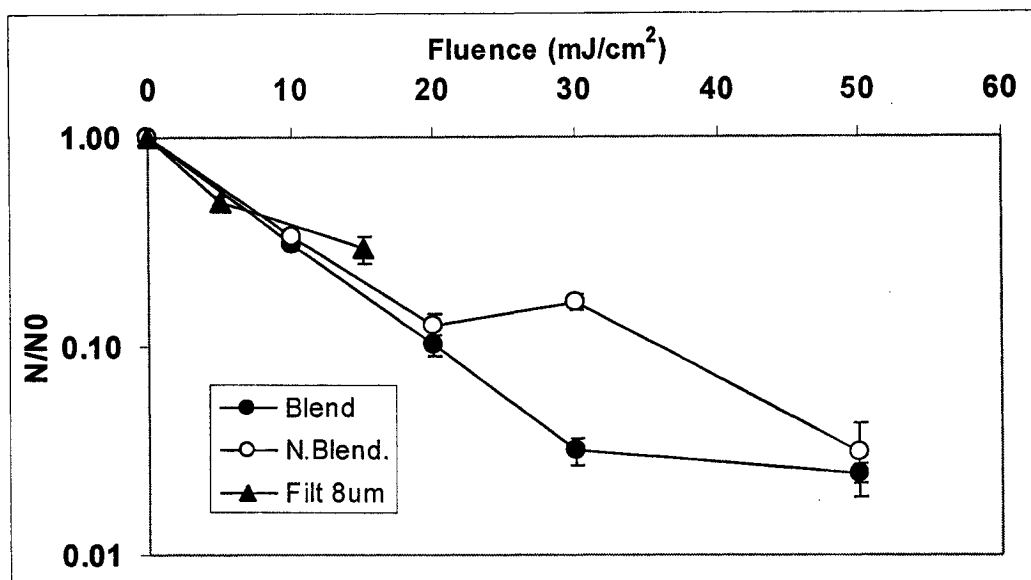




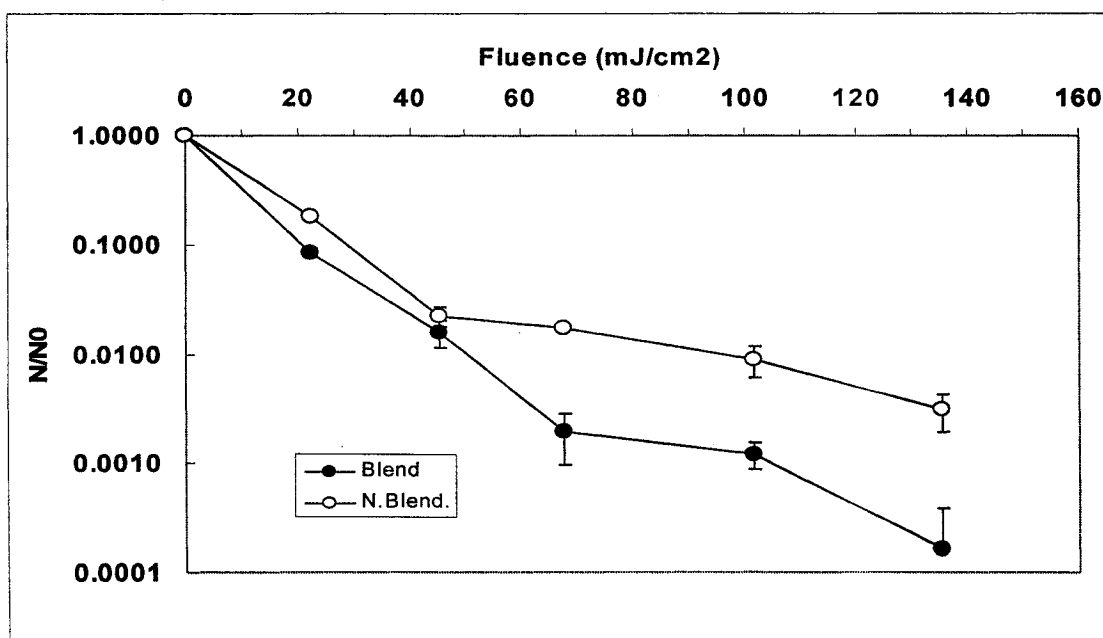
Fleuve St-Laurent (DesBaillets), le 13 janvier 2006



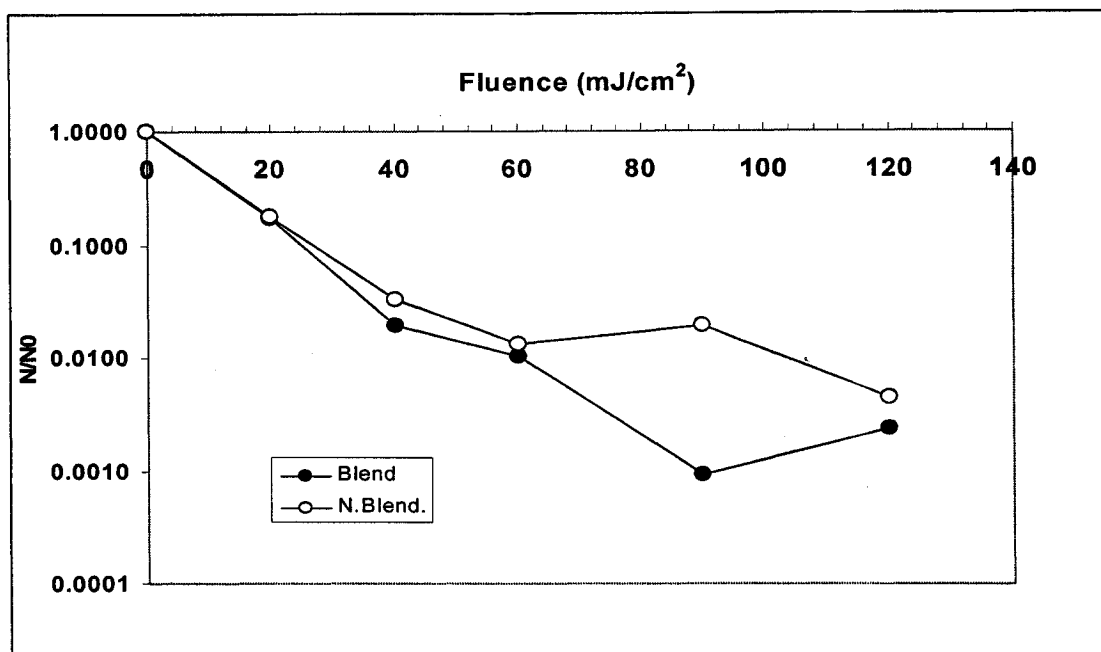
Fleuve St-Laurent (DesBaillets), le 18 janvier 2006



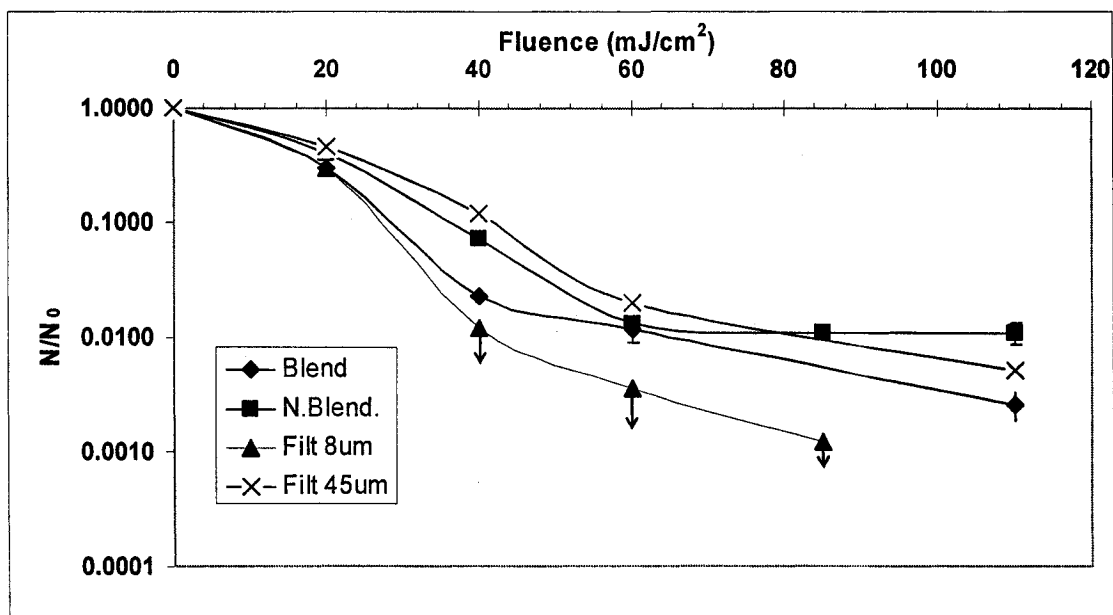
Fleuve St-Laurent (DesBaillets), le 19 janvier 2006



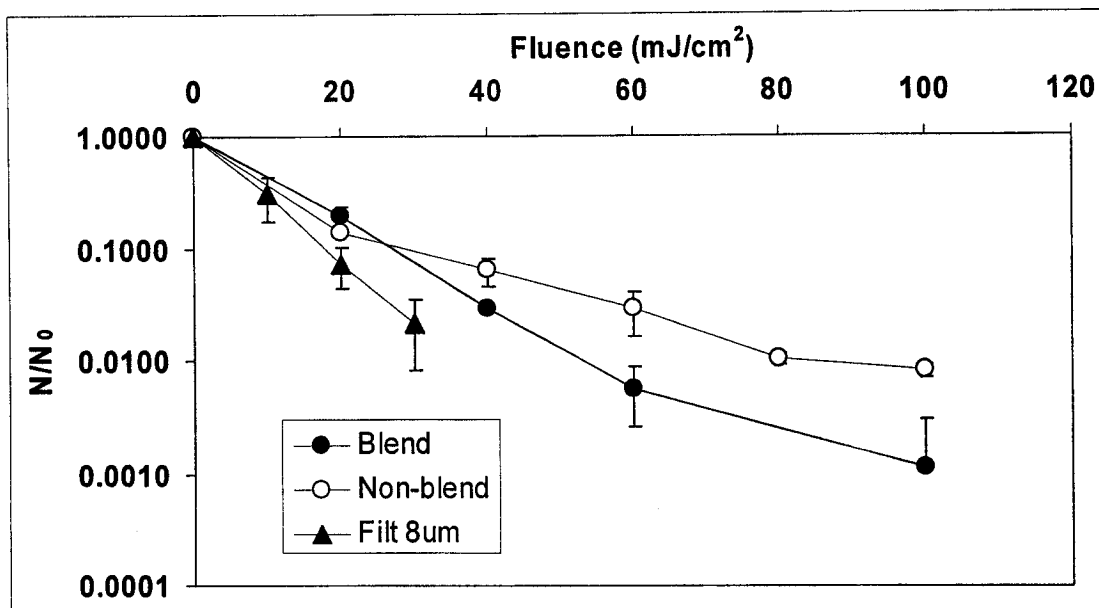
Rivière Des Mille-Îles (Terrebonne), le 18 octobre 2005



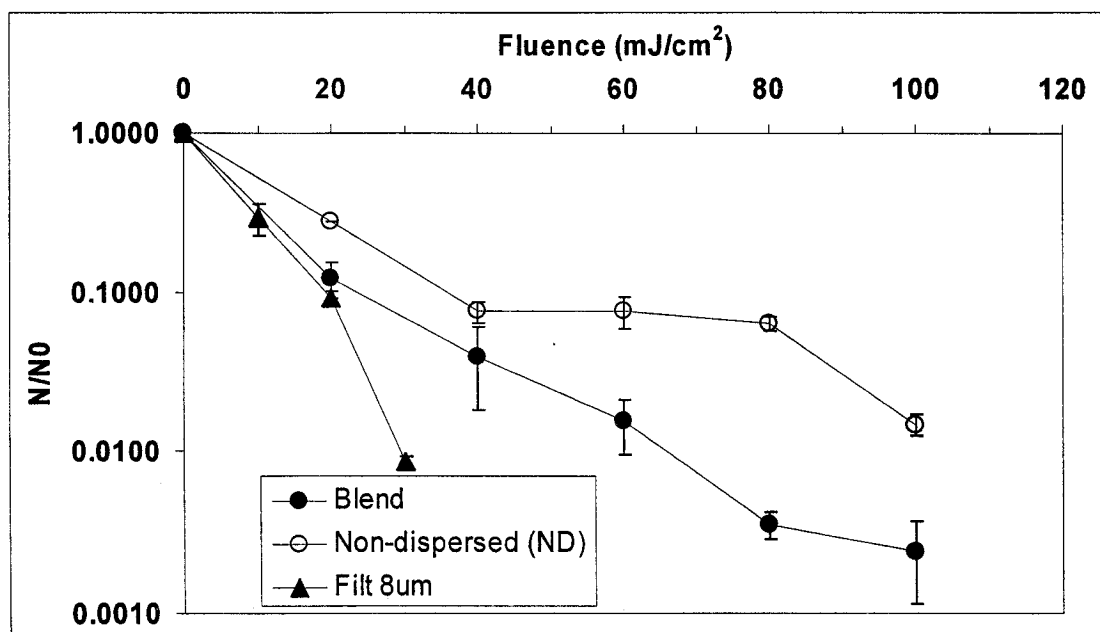
Rivière Des Mille-Îles (Terrebonne), le 16 novembre 2005



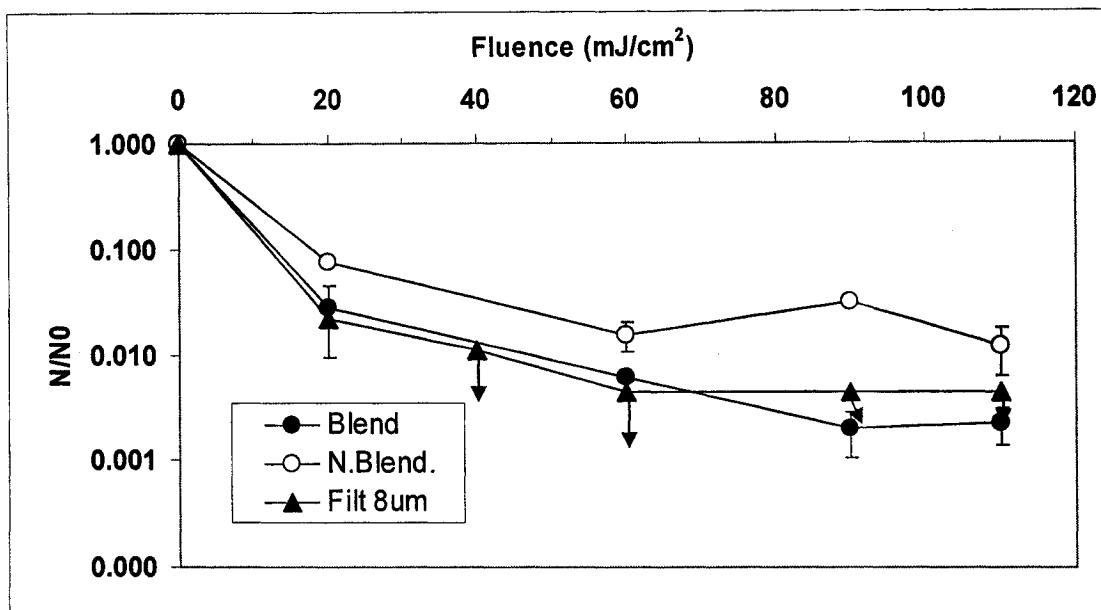
Rivière Des Mille-Îles (Terrebonne), le 24 janvier 2006



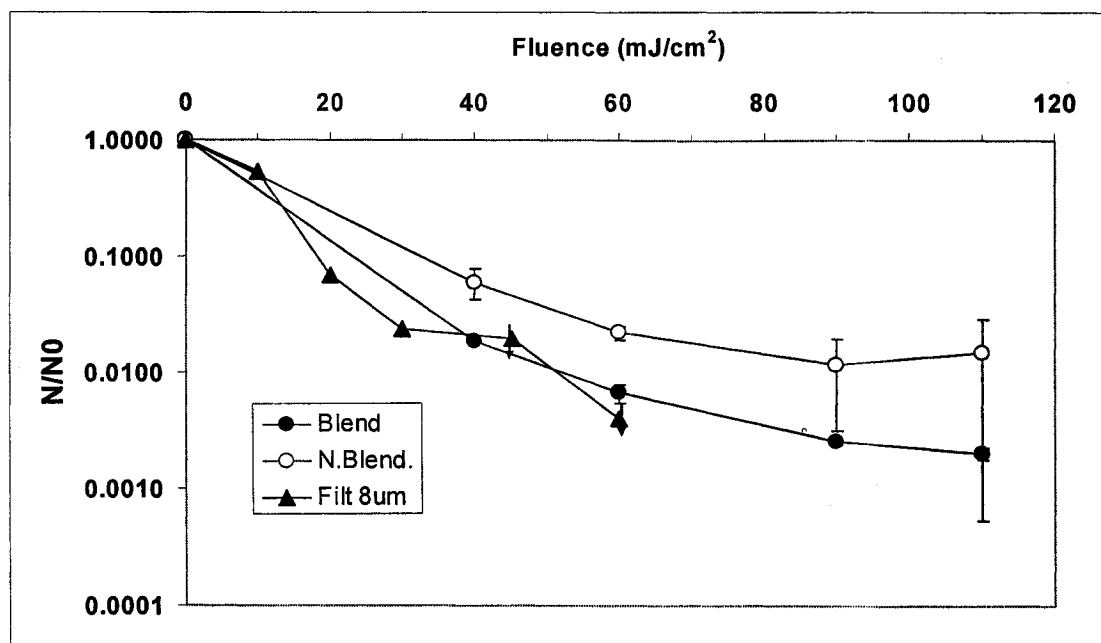
Rivière Des Mille-Îles (Terrebonne), le 12 avril 2006



Rivière Des Mille-Îles (Terrebonne), le 18 avril 2006



Eaux usées de la Ville de Montréal, le 29 novembre 2005



Eaux usées de la Ville de Montréal, le 5 décembre 2005